Beiträge zur Kenntnis der Variabilität und Systematik der Gattung Chlamydomonas

Mit 48 Abbildungen im Text

Inaugural-Dissertation

zur Erlangung des Doktorgrades

genehmigt von der
Mathematisch-Naturwissenschaftlichen Fakultät
der Friedrich-Wilhelms-Universität zu Berlin

Von

Johannes Gerloff
aus Berlin-Tempelhof

Tag der mündlichen Prüfung: 27. Januar 1940
Tag der Promotion: 15. November 1940

1940

N 65

Digitized by the Internet Archive
in 2026

https://archive.org/details/IA41548011_0222

Beiträge zur Kenntnis der Variabilität und Systematik der Gattung Chlamydomonas

Mit 48 Abbildungen im Text

Inaugural-Dissertation

zur Erlangung des Doktorgrades

genehmigt von der
Mathematisch-Naturwissenschaftlichen Fakultät
der Friedrich-Wilhelms-Universität zu Berlin

Von

Johannes Gerloff
aus Berlin-Tempelhof

Tag der mündlichen Prüfung: 27. Januar 1940
Tag der Promotion: 15. November 1940

1940

Referenten: Prof. Dr. O. C. Schmidt
Prof. Dr. L. Diels

Sonderabdruck aus dem
Archiv für Protistenkunde
Bd. 94, 1940
Herausgegeben von M. Hartmann in Berlin-Dahlem und A. Pascher in Prag
Verlag von Gustav Fischer, Jena

Lippert & Co. G m.b.H., Naumburg (Saale)
Printed in Germany

Inhaltsverzeichnis.

Seite

Einleitung 312
Material 314
Methodik 315
I. Kulturmethoden 315
II. Untersuchungsmethoden 318
Experimenteller Teil 319
Einzeluntersuchungen 319
1. *Chlamydomonas Moewusii* 319
2. *Chlamydomonas Debaryana* Gorosch. 336
3. *Chlamydomonas Debaryana* Gorosch. f. *pluristigma* 342
4. *Chlamydomonas Debaryana* Gorosch. var. *micropapillata* 344
5. *Chlamydomonas terricola* 347
6. *Chlamydomonas stellata* Dill 353
7. *Chlamydomonas humophilos* 358
8. *Chlamydomonas media* Klebs var. *eustigma* 362
9. *Chlamydomonas pseudogloeogama* 367
10. *Chlamydomonas typhlos* 371
11. *Chlamydomonas concinna* 374
12. *Chlamydomonas Peterfii* nom. nov. 377
13. *Chlamydomonas parvula* 380
14. *Chlamydomonas sestinensis* 384
15. *Chlamydomonas proboscigera* Korsch. 388
16. *Chlamydomonas Reinhardi* Dangeard 392
17. *Chlamydomonas mutabilis* 396
18. *Chlamydomonas mundana* nom. nov. 401

Seite
19. *Chlamydomonas incisa* KORSCH. 410
20. *Chlamydomonas gloeogama* KORSCH. 410
21. *Chlamydomonas media* KLEBS 411
22. *Chlamydomonas Snowiae* PRINTZ 412
23. *Chlamydomonas heterogama* 413
Systematischer Teil 418
Probleme der Artabgrenzung 418
Gattungsdiagnose 424
Bestimmungsschlüssel der Untergattungen und Sektionen 425
Bestimmungsschlüssel der Arten 427
Die Arten der Gattung *Chlamydomonas* 450
Unsichere oder zu anderen Gattungen zu stellende Arten 479
Zusammenfassung 496
Literaturverzeichnis 497

Einleitung.

Die Gattung *Chlamydomonas* vereint in sich eine äußerst große Zahl von Arten, die in ihrem morphologischen Bau teilweise recht verschiedenartig, dennoch durch die mannigfaltigsten und stark gleitenden Übergänge miteinander verbunden sind. Dies gilt nicht nur für die einzelnen Arten der Gattung untereinander, sondern die gleichen fließenden Übergänge verbinden sie mit Arten nahestehender Gattungen, so daß eine sichere Abgrenzung vielfach unmöglich wird. Es bleibt häufig durchaus der Ansicht der einzelnen Autoren überlassen, ob sie eine Form der Gattung *Chlamydomonas* einreihen oder sie zu einer ihrer Verwandten stellen, je nachdem welchen systematischen Wert sie den verschiedenen morphologischen Merkmalen beimessen. Waren ältere Autoren vielfach geneigt, Formen, die wir heute verschiedenen Gattungen zuweisen, zu vereinigen (z. B. die Arten der Gattungen *Carteria* und *Chlamydomonas*), so hat man späterhin auch Arten voneinander getrennt, deren Zusammengehörigkeit ziemlich sicher ist (Abtrennung einer eigenen Gattung *Chloromonas* durch WILLE u. a.). Diese Unsicherheit in der Systematik führte vielfach zu großen nomenklatorischen Schwierigkeiten. Weitere Ursachen dafür liegen in der sehr zerstreuten Literatur und in den meist unzureichenden Abbildungen und Diagnosen, die namentlich ältere Autoren von ihren Arten geben. Hierauf und auf dem völligen Fehlen irgendwelcher Typen beruhen auch die Schwierigkeiten einer systematischen Gruppierung der Arten.

Da bislang über die Variabilität der einzelnen Arten kaum Nennenswertes bekannt war, ließ sich die Frage nach der möglichen

Zusammengehörigkeit verschiedener, morphologisch einander nahestehender Arten nach keiner Seite hin beantworten. Derartige Untersuchungen waren ja zunächst auch keineswegs dringend, da bei der verhältnismäßig geringen Zahl der bekannten Arten dieses Problem nicht akut war. Es schob sich erst in den Vordergrund, als die Anzahl der bekannten Formen kaum noch zu übersehen war und die Frage der Variationsbreite der beschriebenen Arten für die weitere systematische und dann auch genetische Forschung ausschlaggebend wurde.

Es gibt nur wenige exakte, d. h. experimentell gegründete Arbeiten über die Variabilität der Chlamydomonaden. Für andere *Volvocales* hat Hartmann (1924) bei *Eudorina elegans* und *Gonium sociale* die Variationsbreiten zu bestimmen versucht. Erst viel später hat Moewus (1933) als erster für eine Reihe von *Chlamydomonas*-Arten ähnliche Untersuchungen angestellt. Die hier gewonnenen Ergebnisse wurden jedoch durch eine Arbeit von Czurda (1935) wieder in Frage gestellt. Im übrigen finden sich nur ganz allgemein gehaltene Hinweise auf die große Variabilität der Chlamydomonaden, z. B. bei Pascher in der Süßwasserflora (1927), die sich jedoch nicht auf längere Beobachtungen in der Kultur stützen konnten, sondern wohl mehr einem allgemeinen Eindruck entsprechen, den man beim Studium von Freilandmaterial erhält. Dem steht die Tatsache gegenüber, daß eine ganze Reihe von Untersuchern, die *Chlamydomonas*-Arten zum Teil für physiologische Zwecke kultivierten, keinerlei Angaben über eine große Variationsbreite bei ihnen machen (Frank, 1904; Klebs, 1896; Lucksch, 1933 u. a.). Es erschien somit dringend notwendig, diese Frage noch einmal zu untersuchen.

Die vorliegende Arbeit soll einen Beitrag zur Frage der Variationsbreite der *Chlamydomonas*-Arten liefern. Naturgemäß ist es unmöglich, alle bisher beschriebenen Arten oder auch nur einen größeren Teil eingehend in dieser Hinsicht zu untersuchen. Eine Beschränkung auf verhältnismäßig wenige Arten ist, um eine genaue Analyse durchführen zu können, unumgänglich notwendig. Ich glaube aber, daß vorsichtige Analogieschlüsse auf das Verhalten anderer Arten möglich sind, und somit auch Schlüsse, die Fragen der systematischen Gruppierung betreffen, gezogen werden dürfen. Die sich daraus in systematischer Hinsicht ergebenden Folgerungen sind ebenfalls Gegenstand der Arbeit.

Die Untersuchungen habe ich im Botanischen Museum in Berlin-Dahlem ausgeführt. Herrn Prof. Dr. Diels bin ich für den mir gewährten Arbeitsplatz und die Erlaubnis zur Benutzung der Bibliothek

sehr zu Dank verpflichtet. Besonderen Dank schulde ich Herrn Prof. Dr. O. C. SCHMIDT für die Anregung und die stete wertvolle Förderung der Arbeit.

Mein Dank gilt ferner den Herren Prof. Dr. FEHÉR, Dr. DOMKE, Dr. KORNMANN, Prof. Dr. MARKGRAF, Herrn SAHLING von der Biologischen Anstalt Helgoland und zahlreichen anderen Stellen (denen bereits im einzelnen gedankt wurde) für die Unterstützung, die sie mir durch Übersendung von Bodenproben zuteil werden ließen. Herrn Dr. MOEWUS bin ich für eine Mitteilung über seine *Chlamydomonas eugametos* dankbar. Der Firma Osram G. m. b. H. und Herrn Dipl.-Ing. SCHMIDT sage ich für die mir zur Verfügung gestellten Natriumdampflampen meinen Dank.

Material.

Als Ausgangsmaterial für die Untersuchungen wurden Formen gewählt, die meist aus Erdproben isoliert wurden. Die Arten konnten mit Hilfe der JACOBSENschen Faulkulturmethode in der Modifikation nach SCHULZE (1927) herausgezüchtet werden; jedoch nahmen wir an Stelle der Pulverflaschen ERLENMEYER-Kolben von 300 ccm Inhalt und beschickten sie mit je 0,2 g Pepton bzw. Albumin ex ovo. Es wurde bewußt mit dieser Methode gearbeitet, um eine Auswahl der sich entwickelnden Arten zu treffen. Es war anzunehmen, daß sich nur solche Formen entwickeln würden, die an eine heterotrophe Ernährungsweise angepaßt waren. Um dies auch experimentell zu bestätigen, ist ein Teil der Bodenproben mit steriler Nährlösung angesetzt worden. Hierbei zeigten sich nun die erwarteten Unterschiede sehr deutlich (auf die Bedeutung dieser Tatsache für die algologische Bodenuntersuchung soll später eingegangen werden).

Es ließen sich so aus jeder Probe eine Anzahl von Chlamydomonaden gewinnen; dabei war zu beobachten, daß einige Arten in einer großen Anzahl von Rohkulturen zu finden waren. So traten z. B. die Arten der *Chlamydomonas Debaryana*-Gruppe in etwa 50 Proz. aller Kulturen auf.

Die Bodenproben stammten aus allen Teilen des Großdeutschen Reiches, aus vielen Ländern Europas, aus Nord- und Südamerika, Asien und Afrika.

Von den Faulkulturen wurden die Algen mit Pipetten entnommen, phototaktisch gereinigt und dann mit Kapillarpipetten isoliert. Das Isolieren geschieht in folgender Weise: Mit der sterilen Kapillarpipette wird der phototaktischen Anreicherung etwas Material entnommen; dieses wird mit doppelt-destilliertem Wasser verdünnt und dann in kleinen Tröpfchen auf einem sterilen Objektträger verteilt. Die Tröpfchen, die meist nur wenige Individuen enthalten, durchmustert man mikroskopisch. Es lassen sich hieraus nun leicht mit einer zweiten Pipette einzelne Zellen isolieren und in sterile Nährlösung übertragen. Man tut gut, die Pipette mit sterilem Wasser nachzuspülen, um sicher zu sein, daß die isolierte Zelle sich wirklich in der Nährlösung befindet.

Von jeder Art wurden meist zehn Klonkulturen angesetzt. Wir haben Freilandmaterial zu den Untersuchungen herangezogen, um alle Veränderungen, die durch längere Kultur entstanden sein konnten und die vielleicht auch einen Einfluß auf die Variationsbreite hätten haben können, von vornherein auszuschalten. Ein

kleinerer Teil des Materials stammt aus Planktonfängen, die in einigen Teichen und Seen der Berliner Umgebung gemacht wurden. Bei *Chlamydomonas Moewusii* wurde als Vergleichsmaterial auch längere Zeit in Kultur befindliches herangezogen (Agarkultur des Pflanzenphysiologischen Institutes).

Folgende Arten wurden eingehend untersucht:

1. *Chlamydomonas Moewusii* nov. spec.
2. — *Debaryana* Goroschankin
3. — *Debaryana* Goroschankin f. *pluristigma* nov. f.
4. — *Debaryana* Goroschankin var. *micropapillata* nov. var.
5. — *terricola* nov. spec.
6. — *stellata* Dill
7. — *humophilos* nov. spec.
8. — *media* Klebs var. *eustigma* nov. var.
9. — *pseudogloeogama* nov. spec.
10. — *typhlos* nov. spec.
11. *Chlamydomonas concinna* nov. spec.
12. — *Peterfii* nom. nov.
13. — *parvula* nov. spec.
14. — *sestinensis* nov. spec.
15. — *proboscigera* Korschikoff
16. — *Reinhardi* Dangeard
17. — *mutabilis* nov. spec.
18. — *mundana* nom. nov.
19. — *gloeogama* Korschikoff
20. — *media* Klebs
21. — *incisa* Korschikoff
22. — *Snowiae* Printz
23. — *heterogama* nov. spec.

Methodik.

I. Kulturmethoden.

Alle Arten sind speziesrein kultiviert worden, da Bakterienfreiheit auf die Ergebnisse, wie Vorversuche gezeigt haben, keinerlei Einfluß hat. Bei der Auswahl der Nährlösungen wurde möglichst Angleichung an natürliche Bedingungen angestrebt, wobei jedoch gut gepufferte Nährmedien neben schlechtgepufferten verwendet wurden, obwohl unter natürlichen Bedingungen wohl meist eine gute Pufferung des Substrates vorhanden ist. Da im Freiland ferner Schwankungen in der Salzkonzentration auftreten (nach Regengüssen bzw. durch Austrocknen), wurden die Lösungen in verschiedenen Konzentrationen geboten. Um die Abhängigkeit der Algen vom p_H-Wert kennenzulernen und einen möglichen Einfluß des p_H auf die Variabilität der untersuchten Formen festzustellen, wurden sie unter sonst optimalen Verhältnissen in verschiedenen p_H-Stufen kultiviert.

Da ein spezifischer morphotischer Einfluß der Glassorten nicht besteht (vgl. Czurda, 1935), wurden sämtliche Versuche in Neutralglas bzw. Schott-Glasgefäßen ausgeführt. Zur Verwendung gelangten Erlenmeyer-Kölbchen von 50 ccm Inhalt, die mit je 25 ccm Nährlösung beschickt wurden. Das Wachstum der Algen ist darin besser als in Reagenzgläsern. Einmal steht eine größere Nährsalzmenge zur Verfügung, zum anderen ist der Gasaustausch besser als in den Eprouvetten, bei denen die Oberfläche im Verhältnis zur Flüssigkeitssäule sehr gering ist. Hierin ist sicher ein Grund dafür zu erblicken, daß in günstigen Medien (Volvoxlösung) bei Verwendung von Erlenmeyer-Kolben die Zellen auch nach längerer Kultur (3 Wochen) noch einen durchaus normalen Eindruck machen.

Die Kölbchen wurden im Sommer (Mai—September) am Nordfenster gehalten; in der übrigen Zeit erhielten die Algen künstliche Beleuchtung. Hierzu dienten einmal Osram-Soffitten (60 Watt), die durch vorgestellte Küvetten gekühlt wurden, bzw. eine künstliche Sonne nach Hartmann mit einer 150 Watt-Birne, dann auch Natriumdampflampen der Type Na 600. Die letzten wurden aus folgenden Gründen benutzt:

1. Es sollte festgestellt werden, ob die spektrale Zusammensetzung des Lichtes einen morphotischen Einfluß auf die Algen ausübt. Für diesen Zweck erschien mir die Natriumdampflampe besonders günstig, da das von den Lampen ausgestrahlte Licht im wesentlichen monochromatisch ist und der Na-Linie entspricht. Die daneben auftretenden Strahlen im Rot sind demgegenüber bedeutungslos (nach Angaben der Firma Osram rühren 98 Proz. des Lichtes von der gelben Na-Linie her!). Da die Kulturen im Arbeitsraum standen, konnte das Tageslicht nicht vollkommen ausgeschaltet werden. Es wurde aber weitgehend abgeschirmt, so daß auch dies praktisch vernachlässigt werden kann.

2. Gegenüber dem Weißlicht hat die Natriumdampflampe den großen Vorteil, daß nur in ganz geringem Maße Wärmestrahlen auftreten, die von der Heizspule der Lampe herrühren. Die Erwärmung ist so gering, daß sie schon in einigen Zentimetern Abstand von der Leuchtröhre nicht mehr wahrnehmbar ist. Die Temperaturschwankungen betrugen während einer 3wöchigen Meßdauer (die Messungen nahm ich dabei mit einem Maximum-Minimum-Thermometer in der Kulturflüssigkeit vor) und bei 10stündiger Brenndauer der Lampen, weniger als 4° C (Temperaturen zwischen 17,5° und 21,2° C). Ich glaube, daß eine derartige Temperaturkonstanz für die Variabilitätsversuche ausreichend ist.

3. Die Lampen bedürfen keiner Wartung; das lästige Veralgen der Kühlgefäße, das bei Weißlicht unvermeidlich ist, fällt hier infolge Fehlens jeder Kühlnotwendigkeit fort.

Die eingestrahlten Lichtwerte betrugen 1700—3000 Lux, wobei die Werte für das Na-Licht umgerechnet sind. Die Ausleuchtung der Kulturen war also nicht gleichmäßig. Sie hätte sich sicher erreichen lassen, aber nur unter Verzicht auf den für Kulturzwecke zur Verfügung stehenden Raum. So konnten mit 2 Na-Dampflampen (Stromverbrauch je Lampe etwa 100 Watt) bei geeigneter Anordnung 350 Kulturen bestrahlt werden. Die im Wachstum sich zeigenden Unterschiede habe ich einmal dadurch ausgeglichen, daß die zu einer Versuchsreihe gehörenden Kolben die gleiche Intensität erhielten, dann dadurch, daß jede Versuchsreihe bei niedriger, mittlerer und hoher Intensität kultiviert wurde.

In Vorversuchen legten wir zunächst die minimale Beleuchtungsstärke fest. Geringes Wachstum erfolgte schon bei 800 Lux; normale Vermehrung, die etwa der der Tageslichtkulturen entsprach, war erst bei Stärken über 2000 Lux zu erreichen (andere Algen, z. B. *Spirogyra* brauchen noch höhere Intensitäten). Die Vermehrung der Algen, die vom Tageslicht unter das Natriumlicht gebracht wurden, war zuerst geringer; nach der ersten bis zweiten Passage (d. h. nach 3—6 Wochen) war sie wieder normal. Es scheint also eine gewisse „Umstellungs"-Periode notwendig zu sein. Das Übertragen der Zellen erfolgte jeweils nach 3—4 Wochen. Dabei haben wir die neuen Kulturen stets aus den entsprechenden alten beimpft, um so das eventuelle Auftreten von Dauermodifikationen feststellen zu können.

Aus der Zusammenstellung ergeben sich die benutzten Nährmedien:

1. KNOP-Lösung in der Modifikation nach SCHREIBER: $Ca(NO_3)_2 = 0{,}25$ g, $K_2HPO_4 = 0{,}06$ g, $MgSO_4 = 0{,}06$ g, $KNO_3 = 0{,}06$ g, $FeSO_4 = 3$ Tropfen einer 1 proz. Lösung, $p_H \pm 6{,}0$ (ist normale KNOP-Lösung).

2. KNOP-Lösung doppelt normal.

3. KNOP-Lösung $^1/_2$ normal.

4. KNOP-Lösung $^1/_4$ normal.

5. BENECKE-Lösung (= normal), $NH_4NO_3 = 0{,}2$ g, $CaCl_2 = 0{,}1$ g, $K_2HPO_4 = 0{,}1$ g, $MgSO_4 = 0{,}1$ g, $FeCl_3 = 3$ Tropfen einer 1 proz. Lösung, $p_H \pm 7{,}0$.

6. Benecke-Lösung doppelt normal.

7. Benecke-Lösung $^1/_2$ normal.

8. Benecke-Lösung $^1/_4$ normal.

9. Artari-Lösung (= normal), $NH_4NO_3 = 5{,}0$ g, $Ca(NO_3)_2 = 0{,}01$ g, $KH_2PO_4 = 1{,}0$ g, $MgSO_4 = 0{,}25$ g, $NaCl = 0{,}01$ g, Eisenalaun = 0,005 g, $p_H \pm 6{,}5$.

10. Artari-Lösung $^1/_2$ normal.

11. Artari-Lösung $^1/_4$ normal.

12. Artari-Lösung $^1/_8$ normal.

13. Wettstein-Lösung (= normal), $(NH_4)_3PO_4 = 0{,}2$ g, $CaCl_2 = 0{,}05$ g, $K_2HPO_4 = 0{,}05$ g, $MgSO_4 = 0{,}05$ g, $CaSO_4 = 0{,}05$ g, $FeCl_3 = 3$ Tropfen einer 1 proz. Lösung, dazu Torfabkochung 1:10, $p_H \pm 6{,}1$.

14. Wettstein-Lösung doppelt normal.

15. Wettstein-Lösung $^1/_2$ normal.

16. Wettstein-Lösung $^1/_4$ normal. (Bei den einzelnen Konzentrationsstufen wurden nur die Salzmengen erhöht bzw. erniedrigt, während die Torfabkochung unverändert blieb.)

17. Volvoxlösung: $KNO_3 = 0{,}2$ g, $K_2HPO_4 = 0{,}2$ g, dazu Erdabkochung 1:10, $p_H = \pm 7{,}3$. Die Volvoxlösung wurde durch Phosphatpuffer auf folgende p_H-Werte eingestellt: 5,5; 6,0; 7,5; 8,5 (= Nährlösung Nr. 18—21). Das Einstellen der p_H-Werte durch NaOH bzw. H_2SO_4 erwies sich als unbrauchbar, da allein schon durch das Sterilisieren die Werte stark verschoben werden. Dies gilt namentlich für die durch NaOH eingestellten p_H-Werte. Es mußte deshalb der Nachteil in Kauf genommen werden, daß sich höhere p_H als 8,5 nicht erreichen ließen (Lucksch, 1933). Die Phosphatpuffer wurden nach Rona (1926) angesetzt. Zur Benutzung wurden sie mit doppelt normaler Volvoxlösung auf die Hälfte verdünnt. Die Pufferwirkung ist durchaus genügend. Da auch die Phosphate, wahrscheinlich durch Erhöhung der Konzentration (Lucksch l. c.), einen etwas ungünstigen Einfluß auf das Wachstum der Algen hatten, habe ich noch Versuche mit fertigen Puffertabletten gemacht (bezogen von I. Slis, Utrecht), deren Zusammensetzung nicht bekannt war. Infolge ihrer Giftwirkung (durch Borate?), sowie durch die starke Förderung des Bakterienwachstums (organische Stoffe), waren sie unbrauchbar. Bei den weiteren Versuchen habe ich daher wieder auf die Phosphatpuffer zurückgegriffen. Die Messung der p_H-Werte erfolgte nach dem Sterilisieren teils mit dem Ionometer nach Trénel, teils mit Mercks Universalindikator. Durch das Sterilisieren trat eine geringe Verschiebung des p_H ein, die aber im Rahmen dieser Versuche vernachlässigt werden kann. Die Änderung der Wasserstoffionenkonzentration im Laufe der Kultur ist ebenfalls nur gering; sie betrug bei 3wöchiger Versuchsdauer $\pm 0{,}2$ Einheiten. Die Nährlösung vom p_H-Wert 7,5 blieb fast stets konstant.

22. Kolkwitz-Lösung, hergestellt aus den käuflichen Nährsalztabletten (Zusammensetzung s. Kolkwitz, Pflanzenphysiologie); dazu Erdabkochung 1:10.

23. Knop-Lösung normal + Erdabkochung 1:10.

24. Benecke-Lösung normal + Erdabkochung 1:10.

25. Artari-Lösung (abgeändert) + Erdabkochung 1:10, $KNO_3 = 0{,}25$ g, $MgSO_4 = 0{,}1$ g, $NaCl = 0{,}005$ g, $FeCl_3 = 0{,}005$ g.

26. Uspenski-Lösung + Erdabkochung 1:10, $KNO_3 = 0{,}025$ g, $MgSO_4 = 0{,}025$ g, $Ca(NO_3)_2 = 0{,}1$ g, $K_2HPO_4 = 0{,}025$ g, $K_2CO_3 = 0{,}0345$ g, $FeSO_4 = 0{,}001$ g (gegenüber dem Original etwas abgeändert).

27. Peptonfaulwasser.

28. Albuminfaulwasser.

Ferner wurden Versuche mit Volvoxlösung unternommen, der organische Substanzen zugesetzt waren. Im einzelnen wurde verwendet: Zusatz von 1 Proz. Glukose, 1 Proz. Saccharose und 1 Proz. Glykokoll bzw. Kombinationen aller drei Substanzen.

Untersuchungen mit Nährlösungen ohne Salze habe ich nur als Vorversuche ausgeführt, da ihre Unbrauchbarkeit klar ersichtlich war (destilliertes Wasser, Leitungswasser, Erdabkochung und Torfabkochung ohne Salze).

II. Untersuchungsmethoden.

Um einen Überblick über die Zusammensetzung der Proben zu gewinnen, habe ich die Individuen zuerst lebend untersucht, namentlich um das Verhältnis der beweglichen zu den unbeweglichen Zellen feststellen zu können. Zur weiteren Untersuchung wurden die Zellen mit Osmiumsäuredämpfen abgetötet. Eine Beobachtung des feineren inneren Baues (Kernlage!) mit Ölimmersion, ist an lebenden Individuen infolge ihrer Beweglichkeit unmöglich. Ich habe das Räuchern mit Osmiumsäure gewählt, weil dadurch die Algen blitzartig getötet wurden und auch keinerlei Veränderungen im Zellbau zu beobachten waren. Lediglich bei sehr empfindlichen Arten kommt es zu Schrumpfungen des Chloroplasten (diese Arten habe ich aber nur im Freilandmaterial oder in Faulkulturen gesehen, da sie in Kulturen mit anorganischen Salzen niemals angewachsen sind). Die Befürchtungen, die MOEWUS hinsichtlich dieser Fixierungsmethode äußert, sind unbegründet; sie ist auch der Festlegung der Zellen durch das Deckglas, wie sie CZURDA angewendet hat, vorzuziehen, da es doch leicht zu Deformationen kommen kann, und auch Bewegungen der Organismen nicht ausgeschlossen sind, was die Beobachtungen sehr erschwert.

Für die Untersuchung der Papille erschien es mir notwendig, diese durch Färbungen sichtbar zu machen, da sie sonst bei zarter Ausbildung übersehen werden kann. Hierzu eignet sich sehr gut folgende, ganz einfache Methode. Man verreibt auf dem Objektträger einen Tropfen des algenhaltigen Wassers mit einem Kopierstift. Dabei geht ein Teil des Farbstoffes in Lösung, so daß die Untersuchungsflüssigkeit eine leicht violette Färbung bekommt. Diese Lösung färbt besonders die Membranen stark an; späterhin dringt der Farbstoff auch in das Zellinnere ein. Bevor dieses Stadium erreicht ist, wird die Papille sehr schön sichtbar, so daß, falls sie nicht allzu fein sind, sogar die Geißelröhren sichtbar werden.

Zum genaueren Studium der Geißel wurden die Zellen nach LÖFFLER gefärbt. Es sollten mit dieser Methode namentlich die Peitschenenden der Geißeln sichtbar gemacht werden. Zur Fixierung läßt man das konzentrierte Algengemisch auf den Deckgläsern antrocknen. Andere Fixierungsmethoden, wie Osmiumsäuredämpfe, Formol oder Jodjodkali liefern nur ausnahmsweise günstige Ergebnisse. Leider hat die Trockenfixierung den Nachteil, daß die Zellen zum großen Teil die Geißeln abwerfen und sie auch meist nicht gerade strecken. Von den übrigen Fixierern liefert Formol noch die besten Ergebnisse, da die Peitschenenden der Geißel wenigstens zum Teil erhalten bleiben, oft allerdings nur als kurzes Spitzchen.

Um die Variationsbreite der Kernlage zu erfassen, mußten die Organismen fixiert und gefärbt werden, da an unbehandeltem Material die Lage des Kernes selten an allen Zellen mit der wünschenswerten Deutlichkeit zu sehen ist (eine Ausnahme machen lediglich die Arten der Untergattung *Euchlamydomonas*). Die Kerne wurden mit Eisenhämatoxylin nach HEIDENHAIN gefärbt. Gegengefärbt wurde mit Lichtgrün. Diese Färbung liefert die günstigsten Ergebnisse, vor allem was die Differenzierung der einzelnen Kernbestandteile angeht. Hämalaun nach MAYER, Hämatoxylin nach DELAFIELD, Boraxkarmin- und Safraninfärbungen lieferten eben-

falls brauchbare Ergebnisse. Als Fixierflüssigkeit habe ich in allen Fällen Sublimatalkohol verwendet. Die Zellen wurden mit Eiweißglyzerin auf den Objektträgern aufgeklebt. Hierzu habe ich das Flüssigkeitsmaterial mit der Zentrifuge konzentriert und dann mit der Platinöse auf den Objektträger ausgestrichen. Beim Überführen in Sublimatalkohol gerinnt dann das Eiweiß und hält dabei einen großen Teil der Zellen fest.

Experimenteller Teil.

Einzeluntersuchungen.

1. *Chlamydomonas Moewusii* nov. spec.

Moewus hat 1931 [1]) eine neue *Chlamydomonas* beschrieben, die auf Grund ihrer guten Kopulationsfähigkeit von ihm als *Chl. eugametos* bezeichnet worden ist. Die Diagnose, die Moewus von dieser Art gibt, stimmt jedoch auch in ihrer erweiterten Form (Moewus, 1933) nicht mit dem Kulturmaterial überein, das später von ihm als *Chl. eugametos* bezeichnet worden ist (vgl. Czurda, 1935). Mir lag Material aus dem Pflanzenphysiologischen Institut Berlin vor, das in seiner Ausbildung Unterschiede aufwies gegenüber dem von Moewus im „Archiv" als *eugametos* abgebildeten. So fand sich bei allen Zellen dieses Materials eine Papille deutlich ausgebildet, während er angibt: „Membran dick, o h n e Papille" und auch in der beigegebenen Abbildung keine Papille gezeichnet ist. Auch war die Membran wesentlich dünner, als sie die Figur zeigt. Moewus hat dann später (1933) auf Grund seiner Variabilitätsversuche auch die mögliche Ausbildung einer Papille für seine *eugametos* angegeben, hat jedoch solche Formen mit Papille augenscheinlich nur ziemlich selten erhalten.

Czurda hat dann 1935 bei der Nachprüfung der Moewusschen Ergebnisse ein Material zur Verfügung gehabt, das ebenso wie das des Pflanzenphysiologischen Institutes die Ausbildung einer deutlichen Papille und eine dünne Membran erkennen ließ. Er hat daraufhin die Diagnose von Moewus abgewandelt, so daß sie der morphologischen Erscheinung seiner Art entsprach. Moewus hat jedoch an der von ihm aufgestellten Diagnose festgehalten, denn spätere Arbeiten über *Chl. eugametos*, denen Abbildungen beigegeben sind, zeigen diese Art stets ohne die typische Papille.

Es ergibt sich damit eine Anzahl von Widersprüchen und Verwirrungen, deren Aufklärung sehr erwünscht sein dürfte. Nach einer brieflichen Mitteilung von Moewus dürfte sich ein Teil der

[1]) Die genauen Zitate dieser wie aller anderen Arten sind im systematischen Teil der Arbeit ersichtlich.

Unterschiede so lösen, daß es sich um verschiedene „Rassen“ handelt. Demnach ist die „Rasse“, nach der die Beschreibung vorgenommen wurde, konstant; sie besitzt eine dicke Membran und es fehlt ihr die Membranpapille. Das gleiche gilt für die Czurda überlassene „Rasse“ von *Chl. eugametos*, die sich gegenüber dem Typus durch dünne Membran und die vordere Membranwarze unterscheidet. Die Variabilitätsversuche, deren Ergebnisse Moewus 1933 (Arch. Protistenkde **80**) veröffentlicht, wurden an einer dritten variablen „Rasse“ durchgeführt. Die Zusammengehörigkeit aller „Rassen“ geht nach Moewus aus folgenden Tatsachen hervor.

1. Die Unterschiede spalten monofaktoriell.
2. Die „Rassen“ sind leicht miteinander bastardierbar.
3. Durch Mutationsversuche ist ihr genetischer Zusammenhang erwiesen.

Nach diesen Befunden von Moewus wäre, seine Auffassung vorausgesetzt, eine Gliederung der Gattung *Chlamydomonas* unmöglich, da ja nie mit Sicherheit gesagt werden kann, ob nicht eine konstante „Rasse“ einer bestimmten Art vorliegt. Um dann zur sicheren Abgrenzung der einzelnen Arten zu kommen, müßten an allen beschriebenen Arten sowohl Variabilitätsversuche als auch Bastardierungen und Mutationsversuche vorgenommen werden. Erst dann könnte man genetische Zusammenhänge feststellen und zur Aufstellung guter Arten schreiten. Abgesehen davon, daß die meisten der beschriebenen Arten nur sehr selten oder gar nicht wiedergefunden worden sind, würde eine derartige Arbeit eine unendliche Zeit in Anspruch nehmen.

Es erscheint mir daher zweckmäßiger, den Artbegriff bei dieser Gattung enger zu fassen als Moewus dies tut, und jede konstante Form, die nicht innerhalb der Typusvariabilität einer anderen Form liegt, als eigene Art aufzuführen. Es würden sich dann gewisse Formenkreise herausschälen, die eine Anzahl näher verwandter Arten umfassen und die gegenüber anderen Formenkreisen größere Unterschiede aufweisen. Damit wäre eine systematische Gliederung und Erfassung der *Chlamydomonas*-Arten ebenso erleichtert, wie auch der soziologisch-ökologischen Forschung gedient wäre. Eine solche systematische Einteilung würde überdies meines Erachtens den natürlichen Verhältnissen gerechter werden, als die Aufstellung verschiedener „Rassen“. Wenn wir im Augenblick auch nur einen Teil solcher Formenkreise kennen, so ist ihr Vorhandensein doch ganz unzweifelhaft. Die einzelnen Arten dieser Kreise sind oft nur sehr schwer gegeneinander abzugrenzen. Welche Merkmale man als aus-

schlaggebend bei der Trennung einzelner Formen heranziehen will, hängt wesentlich von ihrer Variationsbreite ab. Je weniger Veränderungen sie aufweisen, desto besser eignen sie sich zur Unterscheidung der Arten. Hierbei dürfte unter anderem der Gestalt der Papille eine entscheidende Rolle zufallen.

Nachdem ich aus verschiedenen Erdproben Zellen isolieren konnte, die mit dem Material des Pflanzenphysiologischen Institutes morphologisch übereinstimmten und auch der Czurdaschen Diagnose weitgehend entsprachen (auf die Unterschiede werde ich gleich zurückkommen), habe ich mit diesen Variabilitätsversuche vorgenommen, die, um das Ergebnis vorauszunehmen, die große Konstanz der untersuchten Klone ergaben. Ich habe daher die papillöse Form als *Chl. Moewusii* von *Chl. eugametos* Moewus (= *Chl. sphagnophila* Pascher) abgetrennt. Es sollen hier nur die Versuche mit der Art Nr. 1 zur Darstellung gelangen, da sich die übrigen Formen hinsichtlich ihrer Variabilität gleichartig verhielten.

Die Art wurde aus einer Erdprobe isoliert, die nahe dem Legder Teich (Westprignitz) gesammelt worden ist. Die morphologische Ausbildung ist folgende (die Beschreibung berücksichtigt nur die Typusvariabilität im Sinne Czurdas, nicht die Gesamtvariabilität): Die Zellen sind im optischen Längsschnitt elliptisch; ihre Größe beträgt $13 \times 7{,}5\ \mu$. Die Membran ist ziemlich dünn und vorn zu einer Papille verdickt. Diese stellt eine niedrige Kante dar, die nicht scharf abgesetzt erscheint. Die Ausbildung der Papille kann in ihrer Höhe schwanken, sie ist aber stets vorhanden. Der Chloroplast ist im Prinzip topfförmig, seine innere Umgrenzung jedoch sehr verschiedenartig; ein ausgesprochenes Basalstück wird nicht ausgebildet. Der Chromatophor reicht meist sehr weit nach vorn, ohne sich dabei zu verjüngen. Das Pyrenoid, das rund, elliptisch oder kantig sein kann, liegt im Wandstück des Chromatophoren, etwa in der Zellmitte. Pyrenoidverdoppelung kommt vor. Das strichförmige Stigma liegt im mittleren Zelldrittel. Der Kern zeigt einen ziemlich großen Nucleolus der stark färbbar ist, und auch in der lebenden Zelle meist gut hervortritt, während der übrige Kern auch nach der Fixierung häufig leer erscheint, im nichtfixierten Zustand aber nie zu sehen ist. Die Lage des Kernes ist ziemlich veränderlich; er kann sowohl ganz basal, als auch sehr weit vorn liegen, er befindet sich jedoch meist etwas oberhalb des Pyrenoids.

Es sind stets nur zwei kontraktile Vakuolen vorhanden, die immer am Vorderende der Zelle liegen, sie stehen ausschließlich senkrecht zur Geißelebene. Die Geißeln sind körperlang oder länger

(bis $1^1/_2$ mal körperlang). Die Papille wird von zwei sehr feinen Röhrchen durchbrochen, durch die die Geißeln austreten.

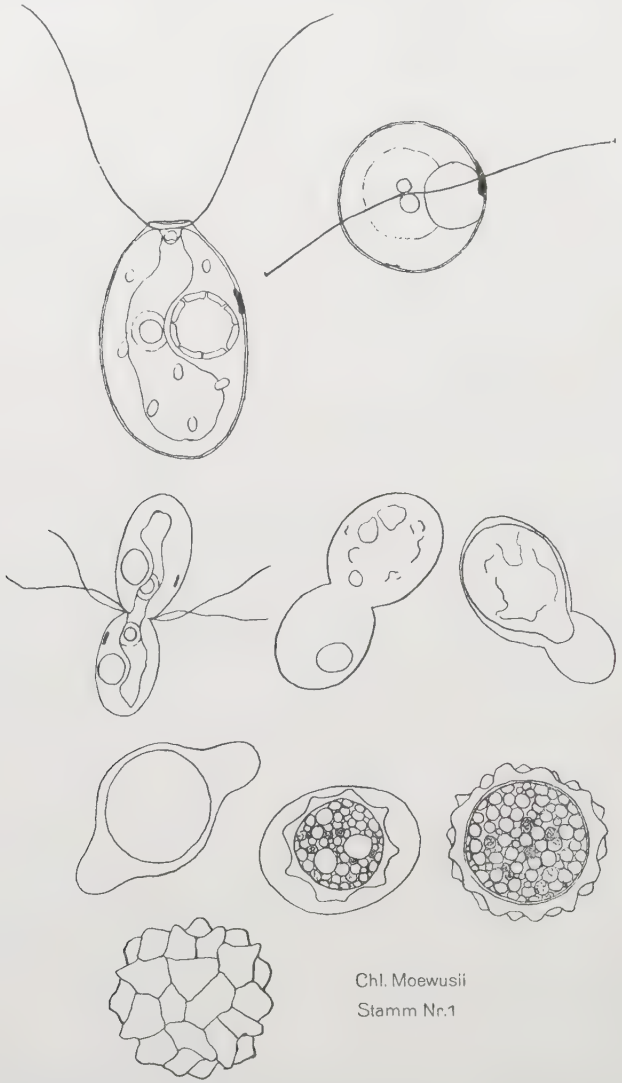


Abb. 1. *Chlamydomonas Moewusii.* Vegetative Zelle, Gametenkopulation und Zygotenbildung (Stamm Nr. 1). (Oben 2000, sonst 1350 ×.)

Irgendwelche gesetzmäßige Lagebeziehungen zwischen Pyrenoid, Geißelebene und Stigma konnte ich im Gegensatz zu CZURDA nicht feststellen. Auch der Chromatophorenbau ist anders, als ihn CZURDA

für die von ihm untersuchte Form beschreibt. Die Zellen gleichen in ihrem Bau denen, wie sie für die 1 proz. Lösung von Liebigs Fleischextrakt abgebildet werden. (Wie dabei die Fig. 6 b zu verstehen ist, bleibt fraglich, da leider kein Längsschnitt normal zur Geißelebene gezeichnet ist.)

Es wurde zunächst das geschlechtliche Verhalten der Art geprüft. Dazu setzte ich 10 Klonkulturen in Volvoxlösung an und brachte dann jede mit jeder zusammen. Das Ergebnis war negativ. Daraufhin isolierte ich nochmals 10 Klone, kombinierte wieder und es zeigte sich nun, daß die Art getrenntgeschlechtlich war.

Die übrigen isolierten Formen zeigten bis auf die aus der Kameruner Probe stammenden Zellen das gleiche Verhalten. Jedoch konnte trotz mehrfacher Bemühungen nur das eine Geschlecht isoliert werden. Erst spätere Kreuzungen zeigten, daß diese Arten ebenfalls diözisch waren. Die aus Kamerun stammende Art erwies sich als monözisch.

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
1	—	—	—	—	—	—	—	—	—	×
2	—	—	—	—	—	—	—	—	—	×
3	—	—	—	—	—	—	—	—	—	×
4	—	—	—	—	—	—	—	—	—	×
5	—	—	—	—	—	—	—	—	—	×
6	—	—	—	—	—	—	—	—	—	×
7	—	—	—	—	—	—	—	—	—	×
8	—	—	—	—	—	—	—	—	—	×
9	—	—	—	—	—	—	—	—	—	×
10	×	×	×	×	×	×	×	×	×	—

Es wurde, zunächst rein willkürlich, die Klonkultur Nr. 10 als — -Stamm angesprochen. Ein späterer Kreuzungsversuch mit dem Material des Pflanzenphysiologischen Institutes zeigte, daß es sich tatsächlich um einen solchen Stamm handelte.

Die Gameten unterscheiden sich morphologisch weder untereinander noch von den vegetativen Zellen. Sie zeigen durchaus den typischen Bau. Auch in der Größe sind keine Unterschiede gegen-

über den vegetativen Zellen zu bemerken. Die Kopulation erfolgt ziemlich bald nach dem Zusammengeben zweier geschlechtsverschiedener Stämme. Es vereinigen sich dabei die Gameten unabhängig von ihrer Größe, so daß man ebenso Kopulationspaare gleich großer Partner, wie solche sehr verschieden großer antrifft.

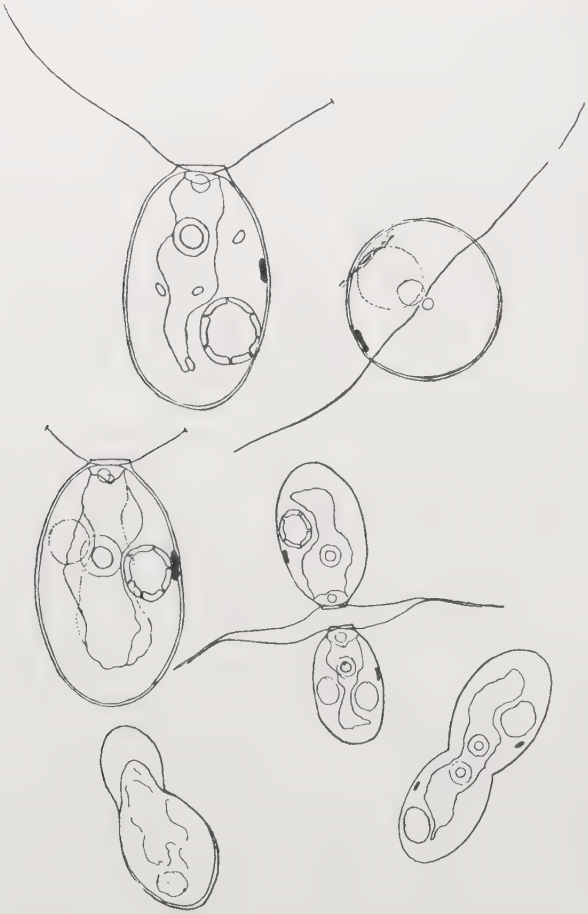


Abb. 2. *Chlamydomonas Moewusii.* Vegetative Zellen und Kopulation (Stamm Nr. 7). (Oben 2700, sonst 1350 ×.)

Es kommt zu Beginn der Kopulation zu einer geringen Gruppenbildung, ähnlich wie sie von PASCHER für *Chlamydomonas paupera* oder MOEWUS für seine *Chl. eugametos* beschrieben worden ist. Nur sind die Gruppen sehr viel kleiner, so daß vielleicht auf eine geringere Valenz der Gameten geschlossen werden kann. Die Gruppen werden sehr bald aufgelöst und man trifft dann nur noch einzelne Kopulationspaare. Der Kopulationsvorgang selbst vollzieht sich äußerst langsam, läßt sich daher kaum an einem Paar verfolgen. Er kann sich über mehrere Tage hinziehen, und bis alle Zellen vereinigt sind, können mehr als 8 Tage vergehen. Es ist aber gleichgültig, ob die Zellen von Agarkulturen abgenommen werden, und man sie dann in destilliertes Wasser bzw. frische Nährlösung überführt, oder ob man das Material durch vorsichtiges Zentrifugieren von Flüssigkeitskulturen gewinnt.

Das Verschmelzen der Zellen vollzieht sich in mehreren Abschnitten. 1. Die Partner verkleben mit den Geißeln (?). In diesem Zustand schwimmen sie dann oft lange umher (häufig viele Stunden), können sich auch noch wieder voneinander lösen. 2. Sie stoßen mit den Vorderenden aufeinander, wobei die Membran aufgelöst (?) wird und die Inhalte der Zellen zu verschmelzen beginnen; die Kerne befinden sich dabei am vorderen Zellende und liegen dicht nebeneinander, ohne schon zu verschmelzen. Der genaue Zeitpunkt der Kernverschmelzung konnte nicht festgestellt werden. In diesem

Abb. 3. *Chlamydomonas Moewusii.* Vegetative Zellen und Kopulation (Stamm Nr. 19). (Links oben 2700, sonst 1350×.)

Zustand schwärmen die Paare gewöhnlich als Planozygote kurze Zeit umher. Sehr rasch werden dann die Geißeln abgeworfen, und die weitere Kopulation vollzieht sich in der Ruhe. Die Zellen können aber auch sofort zur Ruhe kommen, wenn die erste Verschmelzung eingetreten ist. 3. Die Protoplasten heben sich von der Membran ab; die Pyrenoide werden undeutlich, ebenso die Stigmen. Das Verhalten der Chloroplasten läßt sich nicht feststellen. Vielleicht verschmelzen sie zu einer homogenen Masse. Es kann dabei der Protoplast des einen der Partner in den anderen „hinüberwandern", oder aber beide Protoplasten vereinigen sich in der Mitte. Ersteres ist vielfach bei ungleich großen Gameten der Fall. Der vereinigte Protoplast

rundet sich ab und wird von der Gametenhülle umgeben, die eine geschlossene Hülle um die Zygote bildet. Die Zygote umgibt sich später mit einer dreischichtigen Membran, die eine warzige Außenhülle zeigt. Die innere der drei Schichten besteht aus Zellulose, die mittlere aus Pektinen und Hemizellulosen, die äußere ebenfalls aus Zellulose. Der Inhalt der Zygote besteht bald vorwiegend aus Stärke und ölartigen Tröpfchen. Bei der Keimung gehen aus der Zygote meist 4 Schwärmer hervor. Es konnte jedoch beobachtet werden, daß diese Gonen sich noch 1- oder 2mal teilten, bevor sie die sie umgebende Hülle verließen, so daß im Höchstfall 16 Schwärmer entstanden waren. Der Zeitpunkt der Reduktionsteilung war dabei nicht festzulegen. Wahrscheinlich erfolgt sie beim ersten Teilungsschritt. Die von MOEWUS beobachtete Ausbildung von 32 Schwärmern konnte nicht festgestellt werden.

Eine Einwirkung tiefer Temperaturen, wie sie z. B. MOEWUS für seine *Chl. eugametos* angibt, ist nicht notwendig, um die Zygoten zur Keimung zu bringen. Die Keimung konnte in gleicher Weise bei Zimmertemperaturen erreicht werden. Der Prozentsatz der Keimung beträgt aber nur 10%. Er konnte auch durch die Anwendung tiefer Temparaturen nicht verbessert werden. (Es besteht aber durchaus die Möglichkeit, daß die Keimung von inneren, experimentell schwer faßbaren Gegebenheiten bedingt wird (vgl. MOEWUS, Zeitschr. f. Ind. Abst. 1937).

Es zeigt sich also, daß die von mir untersuchte Art in ihrem geschlechtlichen Verhalten der *Chl. eugametos* MOEWUS äußerst gleicht (vgl. MOEWUS, Arch. Protistenkde **80** (1933)). Ein Unterschied besteht lediglich darin, daß MOEWUS ein Verflechten der Gametengeißeln beschreibt, während sie bei dieser Art zu verkleben scheinen, und daß er Pyrenoidvermehrung innerhalb der Zygote sah, wie ich sie niemals beobachten konnte. Auf die Unterschiede hinsichtlich der Zygotenkeimung ist schon hingewiesen worden.

Es sollen jetzt die Variabilitätsversuche beschrieben werden, die mit dieser Art im Laufe von 2 Jahren unternommen worden sind; die Untersuchung erstreckte sich auf die Stämme Nr. 1, 7, 19 und 30. Die monözische Form aus Kamerun erhielt ich so spät, daß für sie nur ein kleiner Teil der Variabilitätsversuche nachgeholt werden konnte, wenigstens was die zeitliche Dauer der Versuche angeht. Da keinerlei Unterschiede im Verhalten gegenüber den diözischen Arten festzustellen waren, habe ich die Experimente nicht weiter fortgesetzt.

Da Moewus bei einigen Chlamydomonaden „Dauermodifikationen“ erhalten hatte, mußte mit der Möglichkeit gerechnet werden, daß auch das erhaltene Freilandmaterial eine solche Dauermodifikation darstellt. Es wurden darum zunächst Kopulationen hervorgerufen, hierauf Zygoten isoliert, und dann nach dem Keimen der Zygoten die einzelnen Gonen in frische Nährlösung überführt. Es ist anzunehmen, daß, hätten auch tatsächlich Dauermodifikationen vorgelegen, diese durch den eingeschalteten Geschlechtsprozeß verschwunden sind.

Für die Versuche wurde dann stets ein und derselbe Klon gebraucht, so daß also genetisch einheitliches Material zur Verfügung stand. Jeder Klon eines Stammes bildete die Stammkultur für alle weiteren Experimente. Aus ihnen wurden die einzelnen Nährlösungen beimpft; das Übertragen geschah auch bei Flüssigkeitskulturen mit der Platinöse, da dadurch am sichersten die Gefahr der Vermischung verschiedener Arten unterbunden werden kann (durch Ausglühen der Nadel) und auch die übergeimpften Algenmengen nicht zu groß sind.

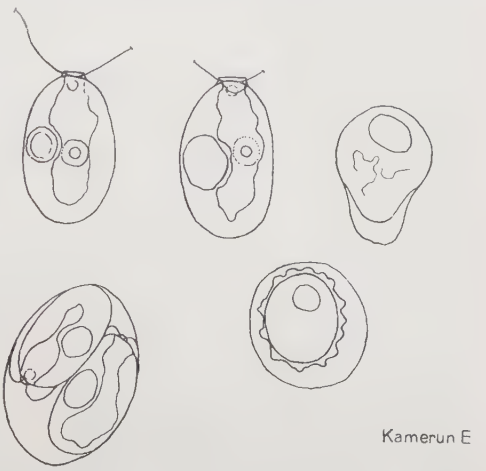


Abb. 4. *Chlamydomonas Moewusii.* Monözische Form aus Kamerun. (1350 ×.)

Wird nun das Zellenmaterial der verschiedenen Nährlösungen gleichzeitig untersucht, so zeigen die einzelnen Kulturen einen sehr unterschiedlichen Zustand. Das beste Wachstum erfolgt in Volvoxlösung, mit einem p_H-Wert von 7,5. Die Zellen sind hier am längsten beweglich und zeigen lange lebhafte Teilungen. Ähnlich günstig erweist sich Kolkwitz-Lösung mit Erdabkochung. Auch hier sind die Zellen nach drei Wochen noch in reger Vermehrung. Ich möchte dies einmal zurückführen auf die gute Pufferung dieser Nährlösungen (der p_H-Wert ändert sich während der Kultur nur um $\pm$ 0,2 Einheiten) bzw. auf die stimulierende Wirkung der Erdabkochung, wobei nicht entschieden werden kann, ob die Erdabkochung das Nährmedium zu einer A- bis Z-Lösung im Sinne Hoaglands ergänzt oder, was nach den Untersuchungen Pringsheims (1936) wahrscheinlicher

ist, daß es sich hier um im Boden vorhandene „Wuchsstoffe" handelt. In den geringer gepufferten Medien (KNOP, BENECKE, ARTARI) waren die Zellen zum Teil wesentlich kürzere Zeit beweglich, in Artari-Lösung beispielsweise nur eine Woche. Die Teilungsquote ist ebenfalls niedriger. Vergleicht man also Zellenmaterial aus den verschiedenen Kulturen nach der angegebenen Zeit miteinander, so sind die Individuen in einem Teil beweglich und in guter Vermehrung, während sie im anderen unbeweglich sind und mehr oder weniger degenerieren. Hierdurch kann der Eindruck erweckt werden, daß in bestimmten Nährlösungen bestimmte Zellformen ausgebildet werden, zumal mit der Degeneration des Chloroplasten auch andere morphologische Änderungen verbunden sind, wie Schwinden des Pyrenoids und des Stigmas.

Die Algen müssen also zu einem Zeitpunkt untersucht werden, wo sie sich in allen Nährlösungen in guter Entwicklung befinden; dies wird, abhängig von den Belichtungsverhältnissen, meist nach etwa 10 Tagen der Fall sein. Auf diese Tatsachen hat CZURDA (1935) mit Recht sehr scharf hingewiesen, und ich möchte mit ihm von einer „progressiven Phase" sprechen, während der die Untersuchung der Individuen erfolgen muß. Allerdings werden auch dann noch in einem geringen Prozentsatz Formen vorhanden sein, die durch Teilungshemmungen und ähnliches abnorme Ausbildungen zeigen. Läßt man derartige Formen unberücksichtigt, so ist die morphologische Ausbildung der Zellen in allen Nährmedien gleich; lediglich die Ausbildung des Chromatophoren schwankt in größerem Maße. Als überhaupt nicht veränderlich erweist sich die Zahl der kontraktilen Vakuolen. Sehr konstant ist ferner die Lage des Stigmas, die Form und die Ausbildung der Papille, ebenso in gewissen Grenzen auch die Geißellänge. Etwas größer ist die Variationsbreite der Kernlage und der Lage des Pyrenoids; beides wohl zusammenhängend mit der Ausbildung des Chloroplasten; verhältnismäßig ist dies jedoch unbedeutend.

Die Ansicht der Zellen von vorn, der CZURDA größere Bedeutung beimißt, erscheint mir nicht derartig ausschlaggebend; die Vakuolen liegen stets senkrecht zur Geißelebene. Sicherlich gilt dies aber auch für alle *Chlamydomonas-Arten*, die nur zwei pulsierende Vakuolen besitzen. Wenigstens war dies bei den in Kultur genommenen Arten der Fall. Ebenso verhielten sich alle sonst als Freilandmaterial beobachteten Arten. Die Lage von Pyrenoid und Stigma ist keineswegs fixiert. (CZURDA gibt für seine Form an: „Der Augenfleck ist an der Grenze zwischen dem ersten und zweiten Drittel gelagert, und gleichzeitig um einen bestimmten Betrag aus der

Geißelebene herausgehoben. Das Pyrenoid liegt ausnahmslos in der dorsalen Zellhälfte.“) Das Pyrenoid kann nach meinen Untersuchungen sowohl in der Geißelebene liegen, wie auch normal dazu. Irgendeine gesetzmäßige Lagebeziehung zum Stigma war nicht zu bemerken. Das Stigma kann entweder im gleichen Wandstück wie das Pyrenoid angeordnet sein, oder aber es befindet sich diesem gegenüber. Die „Höhenlage“ des Pyrenoids variiert ebenfalls sehr. Es kann dem basalen Ende der Zelle genähert sein, teilweise sogar so tief liegen, daß eine vollkommen basale Lage vorgetäuscht wird. Eine solche Lageverschiebung aber, wie sie Moewus für seine *Chl. eugametos* abbildet (Fig. 6k, 1931), konnte niemals beobachtet werden. Namentlich war bei „basaler“ Verschiebung des Pyrenoids die Ausbildung des Chromatophoren anders, als die von Moewus abgebildete. Die Zugehörigkeit der Individuen zur Untergattung *Chlamydella* war stets zu erkennen. Auf die Variabilität der Kernlage ist bereits hingewiesen worden, ebenso auf die der Geißellänge. Die Geißeln sind in allen verwendeten Nährmedien Peitschengeißeln.

Wenn auch das Verhalten der Zellen in allen Nährlösungen ziemlich gleich war, so zeigten sich doch einige Unterschiede, die vielleicht erwähnenswert sind.

Volvoxlösung. Die Vermehrung war in allen Kulturen gut; am schwächsten bei den extremen p_H-Werten und am günstigsten bei Volvoxlösung ohne Zusatz der Phosphatpuffer. Unter den einzelnen Lösungen zeigten sich insofern Unterschiede, als in den Medien höherer Konzentration die Algen schneller in den Ruhezustand übergingen als in dem normalen Medium. Dieser Ruhezustand ist charakterisiert durch den Verlust der Geißeln, Verschwinden des Pyrenoids und des Stigmas sowie sehr reichliche Stärkespeicherung der Zellen. Die Abgrenzung der Papille kann dabei ebenfalls verwischt sein. Einzelheiten im inneren Zellbau sind nicht zu erkennen. Derartige Formen müssen aber als anormal aus der Betrachtung ausgeschieden werden. Vergleichen wir die beweglichen ganz oder fast stärkefreien Zellen, so ergibt sich folgendes:

Die Zellform schwankt zwischen ellipsoidischer und ellipsoidisch-walzlicher Ausbildung. Dabei können die Individuen zum Teil leicht dorsiventralen Bau und auch Krümmungen der Zellgestallt aufweisen, und zwar dadurch, daß, wie auch Czurda angibt, diese ihnen bei der Teilung aufgeprägt werden. Derartige Ausnahmen sind stets nur in geringer Zahl anzutreffen. Nach der Breite der Zellen richtet sich auch die der Papille, deren Höhe stark variiert. Während sie

bei jungen Zellen meist ziemlich flach ist, wird sie bei älteren deutlich sichtbar. Ihre charakteristische Form war in jedem Fall unverändert.

Den größten Schwankungen ist die Ausbildung des Chromatophoren unterworfen, hauptsächlich was seine Begrenzung gegen das

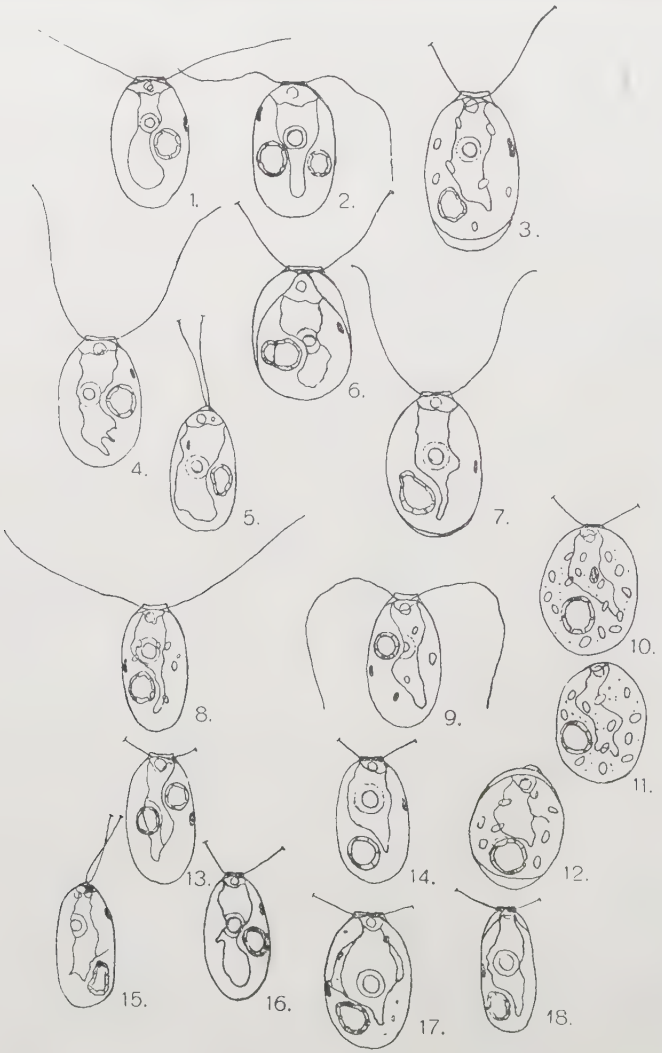


Abb. 5. *Chlamydomonas Moewusii*. 1—5 Volvoxlösung. 6 Volvoxlösung + 1 Proz. Glukose. 7—8 Kolkwitzlösung. 9—10 Knoplösung. 11—13 Artarilösung. 14 Uspenskilösung. 15—16 Beneckelösung. 17 Peptonfaulwasser. 18 Wettsteinlösung (Stamm Nr. 1). (1350×.)

Innere der Zelle betrifft. Eine glatte Abgrenzung habe ich nur sehr selten gesehen. Meist ist sie unregelmäßig, oft sogar ausgesprochen lappig. Wo das Pyrenoid liegt, ist er nach innen ausgebaucht. Die vordere Begrenzung schwankt ebenfalls stark. Er kann bis an die Geißelansatzstelle reichen, oder aber einen Teil der vorderen Zellhälfte freilassen. Das Pyrenoid variiert sowohl in seiner Höhenlage, wie in der Gestalt und Größe. In vielen Fällen liegt es ziemlich äquatorial und ist nur selten basal verschoben. Pyrenoidvermehrung kommt vor, so daß Zellen mit 2 Pyrenoiden nicht selten sind (etwa 5 Proz. aller Zellen); auch Formen mit 3 Pyrenoiden konnte ich beobachten. Die Stärkehülle weist in ihrer Ausbildung Verschiedenheiten auf. Sie kann von wenigen Stärkekörnern zusammengesetzt werden, die dann ähnlich wie Sektoren einer Hohlkugel das Pyrenoid umgeben, oder sie wird von vielen aufgebaut. Das Stigma ist in allen Volvoxlösungen kurz-strichförmig und liegt sowohl im vorderen wie im mittleren Zelldrittel; basale Lage habe ich nicht gesehen. Außer bei geißellosen, reichlich Stärke enthaltenden Zellen ist es überall ausgebildet. Die Lage des Kerns ist sicher durch die Form des Chromatophoren bedingt; er liegt stets dort, wo zwischen der inneren Begrenzung des Chromatophoren der größte Raum bleibt. Seine Lage ist daher ziemlich variabel. Häufig findet er sich am Vorderende der Zellen vor dem Pyrenoid. Es kann Kernteilung eintreten, ohne daß eine Zellteilung folgt; hierdurch entstehen dann zweikernige Zellen, wobei meist neben dieser Kernverdoppelung eine Vermehrung der Pyrenoide einhergeht. Die Variation der Geißellänge hält sich in den genannten Grenzen. Sehr ungleich ist dagegen die Länge der Peitschenenden, wobei jedoch eine Abhängigkeit von der verwendeten Nährlösung nicht festzustellen ist. Ich möchte diese Unterschiede lediglich auf die Art der Geißelfärbung zurückführen. Um an der lebenden Zelle die Peitschenenden wahrnehmen zu können, wurden sie im Dunkelfeld beobachtet. Dabei konnten aber die Peitschenenden nicht festgestellt werden. Sie waren nur nach der entsprechenden Färbung sichtbar. Dennoch ist nicht anzunehmen, daß es sich um Kunstprodukte handelt, da sie bei anderen Arten auch im Dunkelfeld sichtbar waren. Sie sind hier sicher nur wegen ihrer sehr großen Feinheit unsichtbar geblieben.

Der Zusatz organischer Substanzen hatte nur insofern einen Erfolg, als die Zellen eine mehr ellipsoidische Gestalt annahmen. Daneben waren aber auch Individuen von ellipsoidisch-walzlicher Form vertreten.

Die Zellgröße, gemessen an je 20 Zellen einer Kultur, ergab eine Größenvariabilität von 9—15 μ für die Länge und von 5,4—7,5 μ für die Beite der Zellen bei Berücksichtigung aller Volvoxlösungen.

ARTARI-Lösung. Wie erwähnt, gehen in diesen Nährlösungen die Zellen sehr bald in den Ruhezustand über. Auch der Zusatz von Erdabkochungen wirkt sich hier nicht in dem Maße günstig aus, wie z. B. bei der KOLKWITZ-Lösung. Die Verdünnung der normalen Nährlösung hatte ebenfalls nur einen unbedeutenden Einfluß, der sich lediglich in der längeren Beweglichkeit der Zellen in den

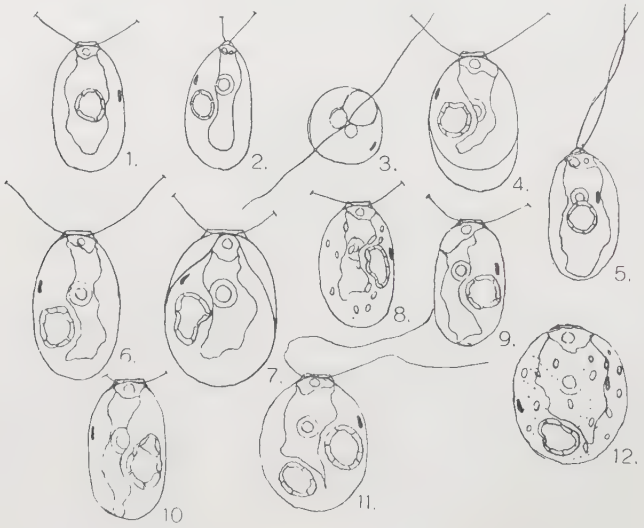


Abb. 6. *Chlamydomonas Moewusii.* 1—3 Zellen aus Uspenskilösung. 4, 5 aus Albuminfaulwasser. 6 aus Beneckelösung. 7 aus Kolkwitzlösung. 8, 9 aus Knoplösung. 10—12 aus Volvoxlösung (Stamm Nr. 7). (1350 ×.)

verdünnten Medien zeigte. Auf die Variabilität hatte sie keinen Einfluß. In keinem Medium war die Plastizität der Zellform und der Chromatophorengestalt so groß, wie in den ARTARI-Lösungen, sicherlich bedingt durch ihre ungünstige Wirkung auf die Vermehrung der Zellen. Es bleibt aber fraglich, ob derartige Ausbildungen mit in die Typusvariabilität hineingezogen werden dürfen. Ich möchte dies verneinen und habe deshalb derartige Formen als atypisch nicht in der Diagnose berücksichtigt. Dennoch mögen sie hier erwähnt sein, um auch einen Begriff von der Totalvariabilität dieser Art zu geben. Es können dabei, ähnlich den Angaben von MOEWUS, derartige Abweichungen ganz überwiegend in einer Kultur auftreten

ohne daß sie aber beim Überimpfen in die gleiche oder eine andere Lösung erhalten bleiben. Es muß betont werden, daß neben den Abweichungen stets normale Zellen vorhanden sind, wenn auch mitunter nur in der Minderheit. Die Fig. 11 und 12 der Abb. 5 zeigen einige solcher modifizierten Individuen. Die Zellen sind abgerundet, die Papille dabei mehr oder weniger undeutlich, leicht gerundet oder auch vollständig fehlend. Das Stigma wird in seinen Umrissen undeutlich und zeigt körnige Degeneration. Die Chloroplastenverhältnisse sind sehr schwer feststellbar, jedoch bleibt der Chromatophor stets topfförmig. Unverändert ist auch die Zahl der Vakuolen und ihre Lage zur Geißelebene. Die Lage des Pyrenoids ist äußerst variabel; es kann bei 30 bis 40 Proz. aller Individuen eines Gemisches basal liegen. Die ursprüngliche laterale Lage ist häufig nur schwer zu erkennen. Bei Betrachtung einer einzigen Zelle kann man die normale Lage oft überhaupt nicht mehr entscheiden. Die Ruhezellen zeigen bei längerer Kultur eine Chlorophyllhypertrophie, die sich in der tiefdunkelgrünen Färbung der Individuen ausdrückt.

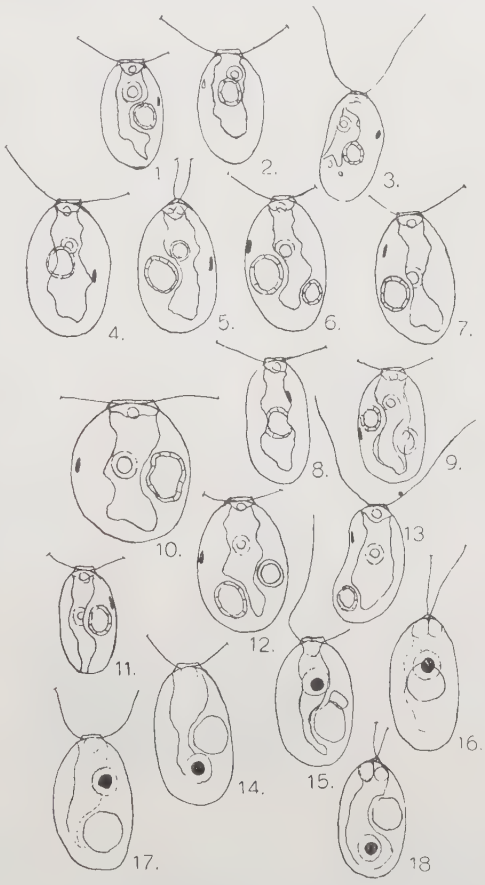


Abb. 7. *Chlamydomonas Moewusii.* 1—3 Zellen aus Volvoxlösung. 4, 5 aus Kolkwitzlösung. 6, 7 aus Knoplösung. 8, 9 aus Artarilösung. 10, 11 aus Uspenskilösung. 12, 13 aus Beneckelösung. 14—18 Variabilität der Kernlage in Kolkwitzlösung (Stamm Nr. 19). (1350×.)

Die p_H-Werte wurden im Laufe des Versuches erniedrigt, und zwar parallel mit der Dauer des Experiments. Nach 6 wöchiger Kultur war der p_H-Wert auf $\pm 4{,}0$ gesunken. Es sei aber betont,

daß dies kaum allein auf die Tätigkeit der Algen zurückzuführen ist, da sich der p_H-Wert der Lösung schon durch langes Stehen der Flüssigkeit gegen den sauren Bereich hin verschiebt. In einigen Fällen sind die Algen in der ARTARI-Lösung überhaupt nicht ange-

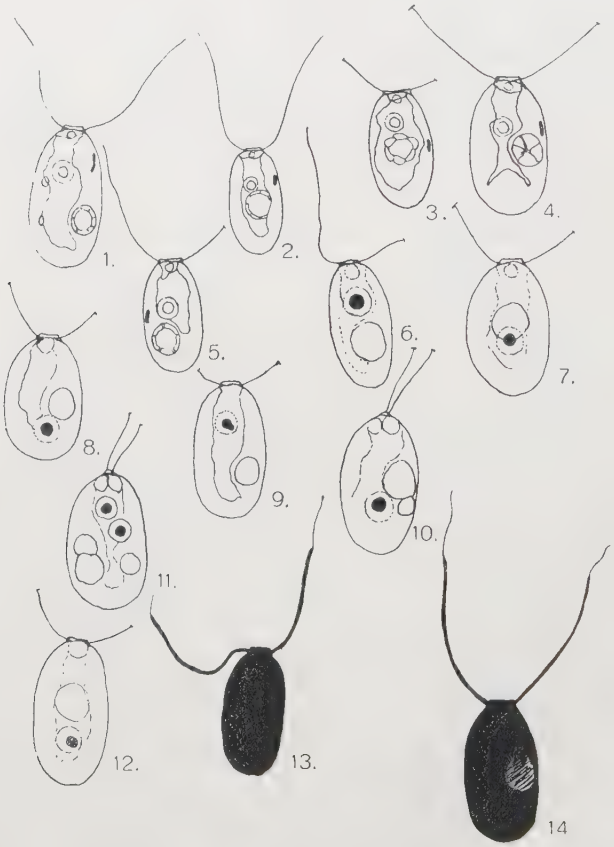


Abb. 8. *Chlamydomonas Moewusii*. 1 Zellen aus Volvoxlösung $p_H = 5{,}5$. 2 aus Volvoxlösung $p_H = 6{,}5$. 3, 4 aus Voloxlösung $p_H = 7{,}5$. 5 aus Volvoxlösung $p_H = 8{,}5$. 6—12 Variabilität der Kernlage. Zellen aus Volvoxlösung $p_H = 7{,}5$ (fixiert und gefärbt). 13, 14 Peitschengeißeln. (1350×.)

wachsen. Einzelne isolierte Zellen sind nie zur Vermehrung gekommen, sondern stets zugrunde gegangen.

BENECKE-Lösung. Die Typusvariabilität entspricht der in der Volvoxlösung. Die Zellen gehen aber auch in dieser Nährlösung ziemlich bald in den Ruhezustand über. Sie zeigen dann mannigfache Degenerationserscheinungen, die äußerlich vor allem an der

starken Stärkespeicherung zu erkennen sind. Sehr modifizierbar ist wiederum die Ausbildung des Chloroplasten, dessen Basalteil verschieden stark ausgebildet sein kann. Dementsprechend variiert die Lage des Pyrenoids. Pyrenoidverdoppelung kommt vor. Nach etwa 4 wöchiger Kultur finden sich in Benecke-Lösung ähnliche Zellformen wie im Artari-Medium, allerdings weniger häufig. Die übrigen anorganischen Kulturflüssigkeiten bringen keine weiteren Abweichungen, so daß auf sie nicht näher eingegangen zu werden braucht.

In den organischen Medien (Pepton- und Albuminfaulwasser) wuchsen einzelne isolierte Zellen zum großen Teil nicht an, gleichgültig ob es sich um frische oder ältere Lösungen handelte (vgl. Czurda). Ganz sicher ist dies auf die verschiedene Lenkung der Eiweißfäulnis während der Herstellung des Faulwassers zurückzuführen. Aufzucht im Dunkeln ist bei dieser Art niemals gelungen, auch nicht, wenn mit viel Algenmaterial beimpft wurde. Die Individuen entsprachen durchaus dem normalen Bau. Die Variabilität war im Anfang sehr gering, sie nahm späterhin zu, wohl infolge des Anwachsens der Inhomogenität des Lebensraumes (vgl. Czurda), war aber stets gering. Tropfenförmige oder kugelige Zellen habe ich nicht beobachtet. Die Zellgestalt war ellipsoidisch, seltener walzlich-ellipsoidisch.

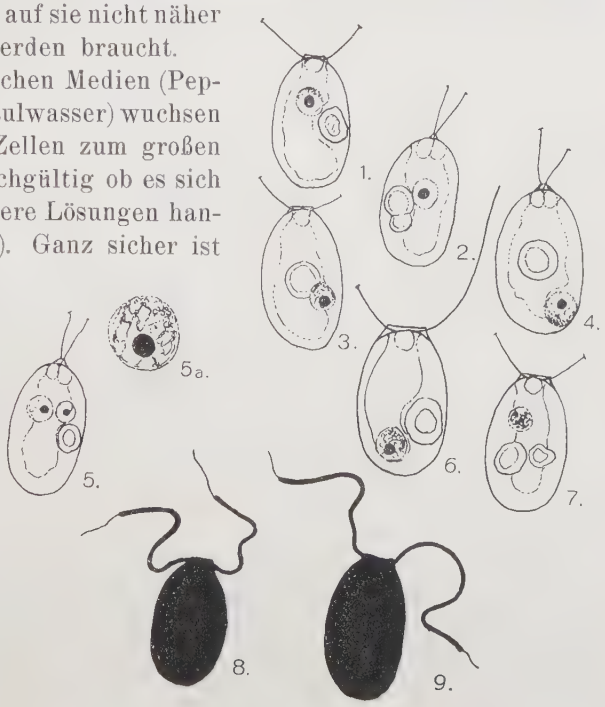


Abb. 9. *Chlamydomonas Moewusii.* 1—7 Variationsbreite der Kernlage. Die Zellen stammen aus verschiedenen Kulturen (Stamm Nr. 30, — Stamm). 8, 9 Peitschengeißeln (— Stamm). (1350 ×.)

Innerhalb aller Nährlösungen betrug die Größenvariation der Zellen 9—15,5 μ für die Zellänge und 5,4—8 μ für die Zellbreite.

2. *Chlamydomonas Debaryana* GOROSCHANKIN.

Chlamydomonas Debaryana ist 1891 von GOROSCHANKIN beschrieben worden, der sie in der Umgebung von Moskau einige Male fand. Die Art ist überall verbreitet und kann als kosmopolitisch betrachtet werden. Die Abgrenzung gegenüber anderen Arten, namentlich gegen *Chl. atactogama* KORSCHIKOFF, bereitet Schwierigkeiten, da die morphologischen Unterschiede beider sehr gering sind. Bei der Betrachtung der Variabilität von *Chl. Debaryana* ergibt sich, daß Formen, die *Chl. atactogama* vollkommen gleichen, häufig vorkommen. Der einzige Unterschied, der beide Arten morphologisch voneinander trennt, ist ihre Größe. Sie wird bei *Chl. Debaryana* mit 17—20 μ angegeben, während für *Chl. atactogama* als größte Länge 14 μ genannt ist. Es bleibt das unterschiedliche Verhalten der Formen bei der Kopulation. Leider ist gerade dieses von GOROSCHANKIN ungenau beschrieben worden.

Es sollen sich nackte Planogamenten entwickeln, die denen von *Chl. Reinhardi* gleichen. Die Kopulation erfolgt seitlich (für *Chl. Reinhardi* wird angegeben, daß die Planogameten zunächst behäutet sind, sich aber später, und zwar noch innerhalb der Muttermembran in nackte Gameten umwandeln!). Hierin unterscheidet sich dann *Chl. Debaryana* auch von *Chl. atactogama*; leider ist es mir trotz vieler Versuche nicht gelungen bei *Chl. Debaryana* geschlechtliche Fortpflanzung auszulösen.

Die Art ist von mir im Freiland wiederholt gefunden worden. Es soll dabei gleich bemerkt werden, daß geringe morphologische Abweichungen vom Typus in diesem Freilandmaterial nicht selten vorkommen. Solche Abweichungen, die sich bei späterer Kultur oft als sehr konstant erwiesen, bezogen sich auf die Ausbildung der Papille, den Bau des Chromatophoren und die Form der Zelle. Auch in ihrem physiologischen Verhalten zeigten die einzelnen Klone Unterschiede. Man erhält beim Studium des Freilandmaterials den Eindruck eines Formenschwarmes, der sich um den Typus „*Debaryana*“ gruppiert und andererseits diese Art mit anderen „guten“ Arten verbindet.

Die vegetativen Individuen sind ellipsoidisch, 12—16 μ lang und 8—12 μ breit. Die enganliegende, verhältnismäßig dünne Membran ist vorn zu einer Papille von etwas wechselnder Gestalt verdickt, die jedoch im Prinzip halbkugelig ist und meist sehr scharf abgesetzt erscheint. Der Chromatophor ist topfförmig mit oft mächtig verdicktem Basalstück, das das kugelige bis polygone Pyrenoid trägt.

Nach innen ist das Basalstück gerade begrenzt oder auch konvex vorgewölbt. Die Wandstücke des Chromatophoren sind gleichmäßig dick und reichen weit nach vorn; ihre innere Begrenzung ist meist glatt. Pyrenoidverdoppelungen sind sehr selten. Das scheibenförmige Stigma liegt im vorderen Zelldrittel. Die Lage des Kerns ist, bedingt durch die Gestalt des Chromatophoren, sehr konstant und auch an der lebenden Zelle stets gut sichtbar. Seine Lage ist etwa zentral. Im Vorderende der Zelle befinden sich zwei kontraktile Vakuolen, die stets senkrecht zur Geißelebene stehen. Die Geißeln sind körperlang; sie entspringen von einer feinen Plasmapapille, die wenig in die Membranpapille hineinragt. Letztere wird von zwei feinen Röhrchen durchsetzt, durch die die Geißeln hindurchtre-

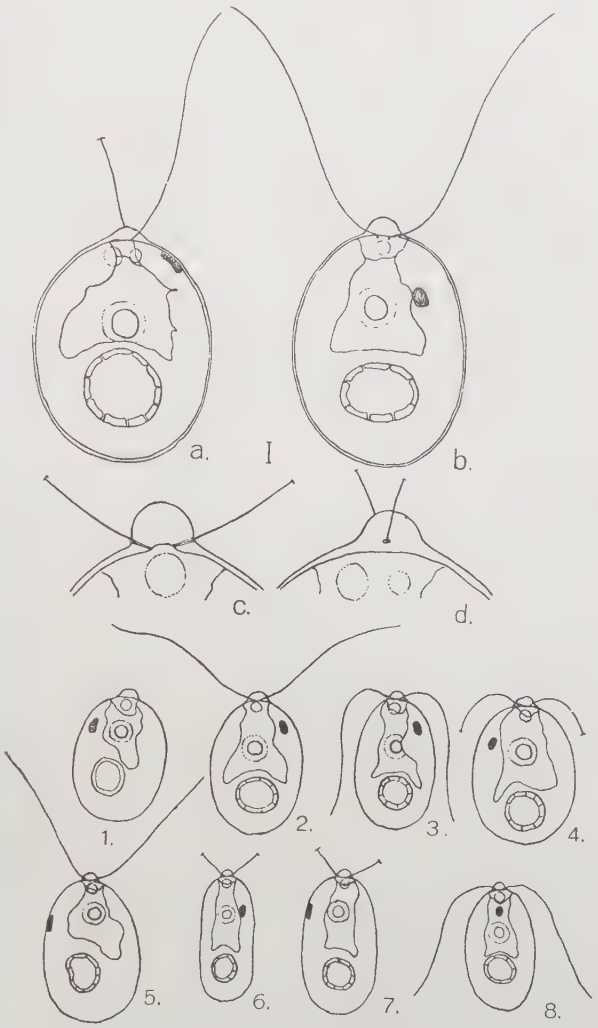


Abb. 10. *Chlamydomonas Debaryana.* I a—d Zellen aus Kolkwitzlösung. a normal zur Geißelebene. b in der Geißelebene. (2350 ×.) c Papille in der Geißelebene. d Papille normal zur Geißelebene. (3350 ×.) 1, 2, 6 Volvoxlösung. 3 Knoplösung. 4 Artarilösung. 5 Beneckelösung. 7 Volvoxlösung + 1 Proz. Glykokoll. 8 Peptonfaulkultur. (1350 ×.)

ten. Die Geißeln sind Peitschengeißeln. Wie schon GOROSCHANKIN angibt, liegt bei abgetöteten Individuen das Stigma meist dorsal. Es scheint also eine, wenn auch nicht streng gesetzmäßige Lagebeziehung zwischen Stigma und Geißelebene zu bestehen.

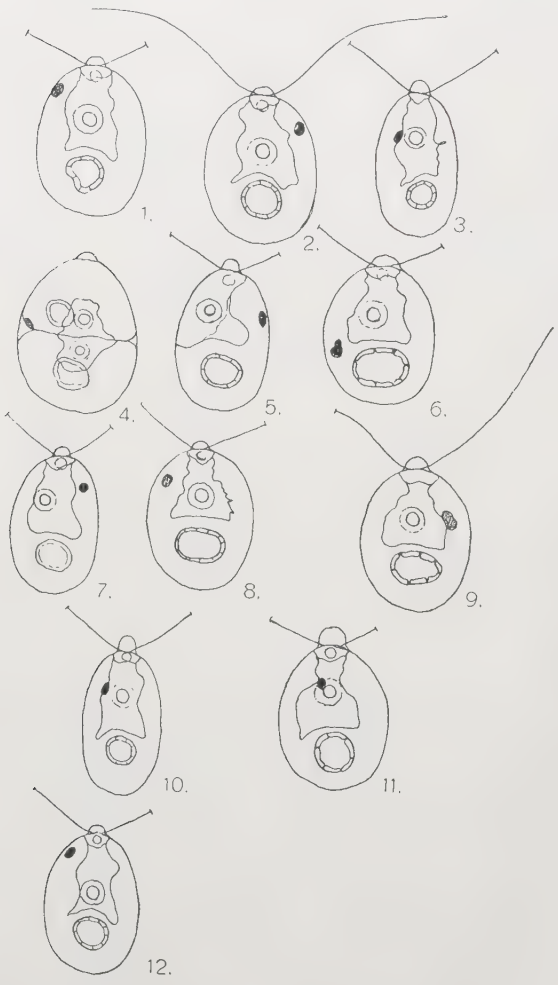


Abb. 11. *Chlamydomonas Debaryana.* 1 Albuminfaulkultur. 2 Uspenskilösung. 3 Wettsteinlösung. 4—5 Volvoxlösung (Zelle in Teilung und junge Zelle). 6 Volvoxlösung $p_H = 5{,}5$. 7 $p_H = 6{,}5$. 8 $p_H = 7{,}5$. 9 $p_H = 8{,}5$. 10—12 Kolkwitzlösung. (Stamm Nr. 5). (1350 ×.)

Bei der Teilung entstehen 4—8 Tochterzellen; innerhalb der Muttermembran bilden diese ihre Geißeln aus und werden dann durch Aufreißen der Zellhaut frei. Die Teilung wird längs angelegt und nach Querdrehung zu Ende geführt. Der Zellteilung pflegt eine Teilung der Pyrenoide vorauszugehen. Über das Verhalten der Stigmen bei der Teilung war keine Sicherheit zu gewinnen.

Alle untersuchten Stämme von *Chlamydomonas Debaryana* besitzen einen Satz von 10 Chromosomen in der haploiden Phase.

Die Variabilitätsversuche wurden mit den Kulturen Nr. 5, 7, 10, 13 und 15 durchgeführt; daneben wurde Freilandmaterial weitgehend zur Untersuchung mit herangezogen. Die einzelnen Stämme verhielten sich mit Ausnahme des Stammes Nr. 7 in morpho-

logischer Hinsicht gleichartig. Es soll daher im folgenden nur auf die Kultur Nr. 5 eingegangen werden.

Es zeigte sich, daß ein eigentlicher morphotischer Einfluß bei keiner der verwendeten Nährlösungen bestand, wenigstens nicht in der Hinsicht, daß einem bestimmten Medium eine adäquate Zellform entsprochen hätte. Auch bewegte sich die Variationsbreite in wesentlich engeren Grenzen, als sie von Moewus angegeben worden ist. Sie entspricht etwa der für die Peptonfaulkultur angegebenen Variabilität und bezog sich in stärkerem Maße nur auf die Ausbildung des Chromatophoren, wobei jedoch die Grundgestalt stets gewahrt blieb und die Zellform, die zwischen einer walzlichen und fast kugeligen schwanken konnte. Geringere Schwankungen zeigten die Form der Papille, Lage und Form des Stigmas und die Ausbildung des Pyrenoids. Stets konstant war die Zahl der kontraktilen Vakuolen und ihre Lage zur Geißelebene, ebenso die Ausbildung der Geißeln als Peitschengeißeln. Die gesamte Variationsbreite der Art läßt sich in einer Nährlösung feststellen, wenn die Kulturen in verschiedenen Zeitabschnitten untersucht werden. Je nach der Art des Nährmediums und damit der progressiven Phase des Wachstums, wird die Dauer der Zeitabschnitte verschieden zu wählen sein.

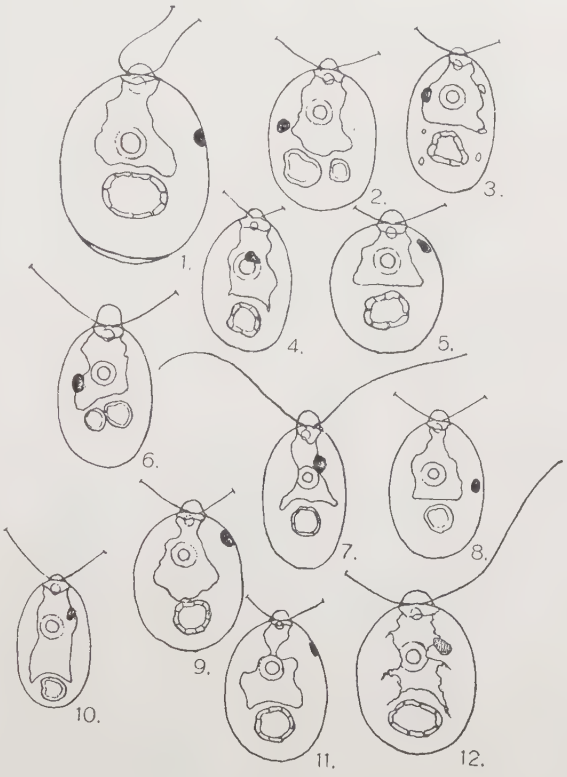


Abb. 12. *Chlamydomonas Debaryana*. 1 Zelle aus Volvoxlösung (durchlüftete Kultur). 2 aus Volvoxlösung $p_H = 5{,}5$. 3 $p_H = 6{,}5$. 4 $p_H = 7{,}5$. 5 $p_H = 8{,}5$. 6 aus Volvoxlösung + 1 Proz. Glukose. 7 aus Volvoxlösung + 1 Proz. Glykokoll. 8 aus Albuminfaulwasser. 9 aus Beneckelösung. 10, 11 aus Wettsteinlösung. 12 aus Kolkwitzlösung (durchlüftete Kultur) (Stamm Nr. 5). (1350 ×.)

Die Volvoxlösung hatte auf das Wachstum der Zellen den günstigsten Einfluß. In dieser Flüssigkeit bleiben die Zellen lange beweglich, sie sind im starken Maße teilungsfähig und speichern erst nach einer Kulturdauer von mehreren Wochen in größerer Menge Reservestoffe. Die Gesamtvariabilität der Art bei Berücksichtigung aller Nährmedien veranschaulichen die Zeichnungen.

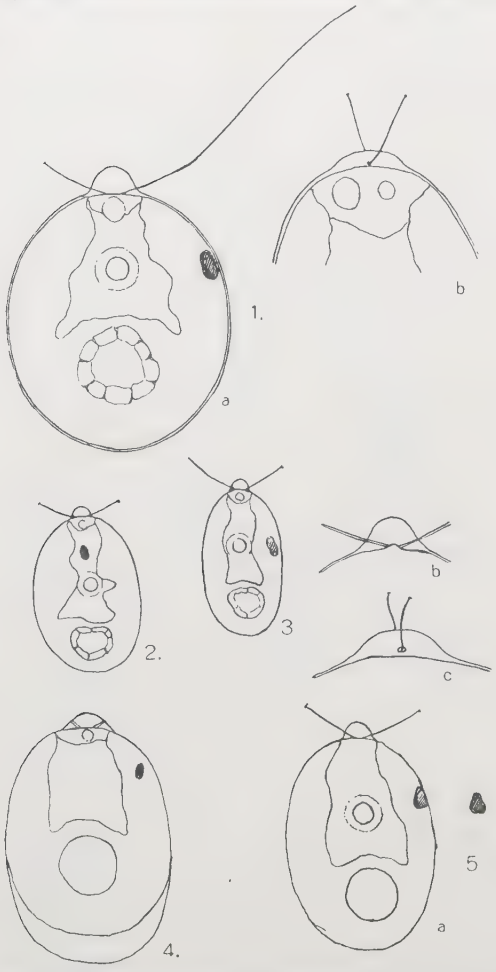


Abb. 13. *Chlamydomonas Debarayana*. 1 a, b Zelle aus Knoplösung. (2700 ×.) 2 aus Peptonfaulwasser. 3 aus Volvoxlösung (1—3 Stamm Nr. 15). (1350 ×.) 4 aus Albuminfaulwasser (Graz 11). 5 a—c aus Peptonfaulwasser (Braunschweig 9). (2000 ×.)

Die Ausbildung des Chromatophoren weist die größten Schwankungen auf; namentlich die Form des Basalstückes variiert stark. Es kann mächtig verdickt sein, nach innen gerade begrenzt oder vorgewölbt erscheinen, wobei auch der Grad der Ausbuchtung ein sehr verschiedener ist. Asymmetrische Gestalt des Basalteiles ist ebenfalls zu beobachten, womit häufig eine laterale Verschiebung des Pyrenoids parallel geht. Die innere Begrenzung der Seitenwände des Chromatophoren ist durchaus unregelmäßig. In einzelnen Fällen konnte eine weitgehende „Zerteilung" der Wandung beobachtet werden.

Die Zellform zeigt alle Übergänge von einer walzlichen zur kugeligen Ausbildung. Ein Einfluß osmotisch wirksamer Substanzen (Zucker, erhöhte Kaliumnitratzufuhr) auf die Zellgestalt ist nicht feststellbar. Ihre Erscheinungsform wird vielmehr wesentlich durch

das Alter der Zelle bedingt. Junge Individuen sind mehr walzlich und wenn sie eben die Muttermembran verlassen haben, vielfach leicht dorsiventral, was sich auch im Bau des Chromatophoren ausprägt. Ältere Zellen werden breit ellipsoidisch und namentlich vor der Teilung, fast kugelig. Mehr kugelige Gestalt zeigen auch die Zellen alter Kulturen. Allerdings müssen diese letzten aus der Betrachtung über die Variationsbreite ausscheiden, da sie durch das Fehlen der Geißeln, der Papille, teilweise auch des Pyrenoids und des Stigmas (?) jederzeit als atypisch zu erkennen sind. (Ob das Stigma tatsächlich vollkommen verschwindet, vermag ich nicht zu sagen, jedenfalls wird es durch Ausbleichen des roten Farbstoffes unsichtbar.) Die Zellen sind stets mit Stärke vollgestopft; daneben besitzen sie zum Teil auch ölartige Einschlüsse (Schwärzung durch OsO_4-Dämpfe).

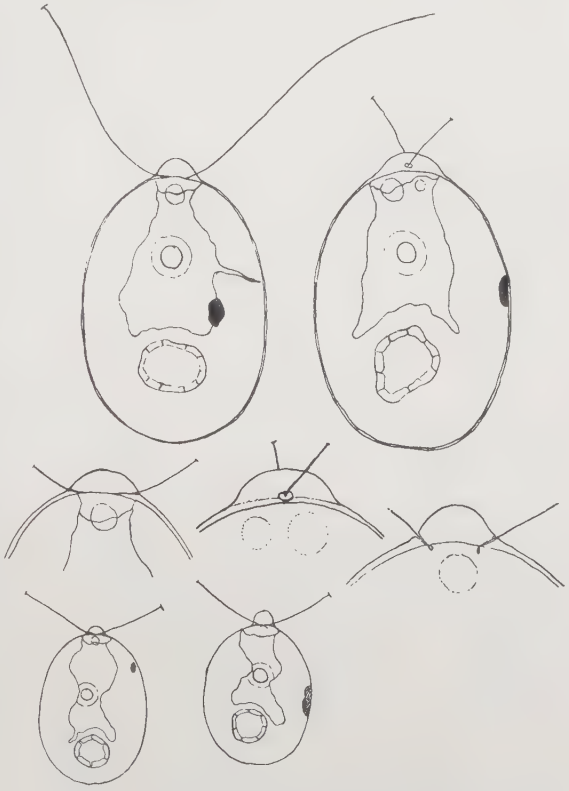


Abb. 14. *Chlamydomonas Debaryana.* Vegetative Zellen aus Uspenskilösung (Stamm Nr. 13). (Oben 2700, sonst 1350 ×.)

Die Papille ist bei allen Zellen mehr oder weniger halbkugelig und in der Geißelebene gesehen, scharf abgesetzt. Normal dazu erscheint sie jedoch leicht vermittelt. In ihrer Höhe zeigt sie mancherlei Verschiedenheiten. Ich habe Formen gesehen, die eine sehr lange Papille besaßen, ähnlich wie sie Moewus in seiner Fig. 4 c (1933) abbildet. Die Papille wird stets von zwei sehr feinen Geißelröhrchen durchsetzt, die aber bei den einzelnen Stämmen verschieden weit sind. Am stärksten ausgeprägt sind sie bei Stamm Nr. 13, wo sie zum Teil ohne Färbung sichtbar waren (Abb. 14).

Das Pyrenoid ist meist rundlich; polygonale oder querelliptische Ausbildungen sind aber nicht selten. Formen, wie sie für *Chlamydomonas angulosa* abgebildet werden, die ein deutlich viereckiges Pyrenoid besitzt, habe ich jedoch nicht beobachtet. Die Größe des Pyrenoids kann bei gleich großen Individuen Schwankungen aufweisen. Pyrenoidverdoppelungen kommen selten vor.

Das Stigma liegt meist im mittleren Zelldrittel, es stellt ein ellipsoidisches Scheibchen dar. Abweichungen von dieser Grundgestalt sind relativ selten.

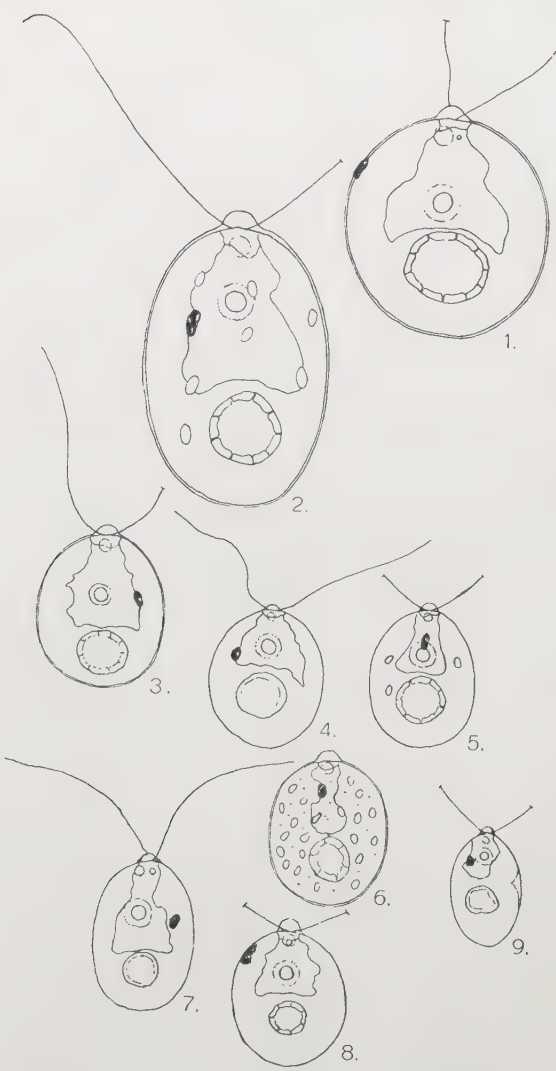


Abb. 15. *Chlamydomonas Debaryana.* 1—2 Zellen aus Peptonfaulkultur. (2700 ×.) 3 aus Volvoxlösung. 4 aus Knoplösung. 5 aus Kolkwitzlösung. 6—7 aus Artarilösung. 8—9 aus Uspenskilösung (Stamm Nr. 10). (1350 ×.)

3. ***Chlamydomonas Debaryana*** f. ***pluristigma*** nov. f.

Der Stamm Nr. 7 verhielt sich in mancher Hinsicht anders als die übrigen Klone.

Das Basalstück ist bei den einzelnen Individuen oft weniger verdickt, als ich es sonst bei *Chl. Debaryana* gefunden habe. Die Papille ist nicht so stark ausgebildet wie beim „Typus"; namentlich konnte ich nie das Auftreten von „übergroßen" Papillen beobachten. Bei Betrachtung der Varia-

tionsbreite dieser Merkmale zeigt es sich aber, daß ein erhebliches Überschneiden mit der der anderen Stämme gegeben ist. In bezug auf die Ausbildung des Stigmas zeigte der Klon dagegen ein von den übrigen durchaus abweichendes Verhalten. Die jungen Zellen besitzen zwar ebenso wie die der anderen Stämme ein einziges Stigma, jedoch fällt dies durch seine Größe auf. Späterhin werden dann aber häufig von diesem Stigma einzelne Teile abgesprengt, die sich unregelmäßig in der Zelle verteilen. Diese „Nebenstigmen" sind stets sehr klein, zeigen aber eine dunklere Färbung als das „Hauptstigma". Ihre Zahl schwankt ebenfalls beträchtlich; auch kann ihre Bildung ganz unterbleiben. Zur Entstehung solcher „Nebenstigmen" kommt es besonders häufig in Volvoxlösung; aber auch in anderen Medien unterbleibt sie nicht, wenn der prozentuale Anteil solcher pluristigmer Formen am gesamten Individuengemisch auch geringer ist. Es scheint also eine Rasse vorzuliegen, die die Eigenschaft hat, durch Zerfall des Hauptstigmas mehrere Augenflecke zu bilden. Sie muß aber nach ihrer übrigen morphologischen Ausbildung systematisch zu *Chl. Debaryana* gerechnet werden. Ich glaube den natürlichen Verhältnissen am besten gerecht zu werden, wenn ich sie hier als f. *pluristigma* nov. f. aufführe.

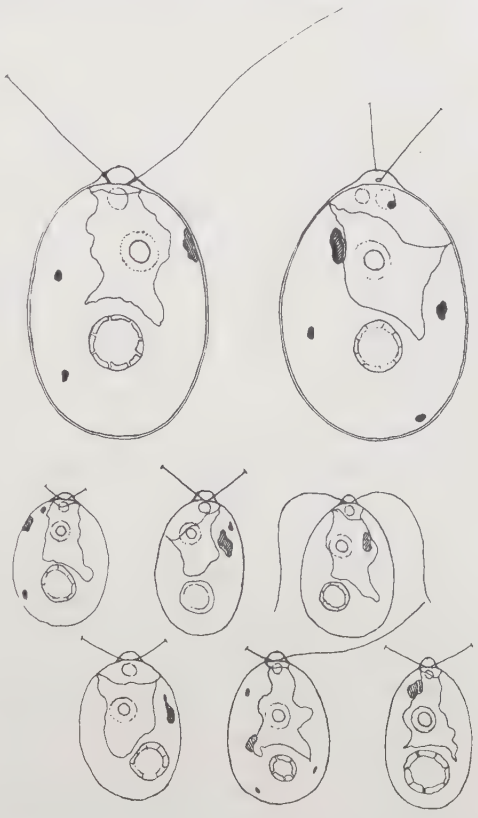


Abb. 16. *Chlamydomonas Debaryana* f. *pluristigma*. Zellen aus Volvoxlösung. Die Zellen zeigen die Ausbildung der „Nebenstigmen"; die verwendeten Nährlösungen verhielten sich in dieser Hinsicht gleich (Stamm Nr. 7). (Oben 2700 ×, sonst 1350 ×.)

Im Freiland wurden dann fernerhin Formen gefunden, die sich vom Typus lediglich durch die Ausbildung der Papille (Graz 11) oder durch die Form des Stigmas unterschieden (Braunschweig 9). Jedoch fallen sowohl die Form der Papille, wie die des Stigmas in den Variationsbereich des Typus. Beide Merkmale waren bei dem untersuchten Material bei fast allen Individuen vorhanden. Geringe Abweichungen kamen vor.

Die übrigen Nährlösungen zeigten gegenüber der Volvoxlösung keine Unterschiede. Lediglich die progressive Phase ist verschieden. Sie ist am kürzesten wiederum in ARTARI-Lösung und hier wieder in der stärksten Konzentration. Bewegliche Zellen sind in dieser nur wenige Tage nach dem Überimpfen zu finden. In der Nährlösung lebt die Alge meist im Palmellastadium. (Dieses Verhalten erfuhr einmal eine Abweichung: in einer 8 Wochen alten Kultur hatten sich in großer Menge wieder bewegliche Zellen gebildet. Ob dies auf den gesunkenen Salzgehalt des Mediums zurückzuführen ist, vermag ich nicht zu sagen.)

Auch die verschiedenen p_H-Werte besitzen keinen Einfluß auf die Zellgestalt, sondern wirken lediglich auf die Wachstumsgeschwindigkeit ein. Dabei ist die Reaktion der einzelnen Stämme eine unterschiedliche: während der Stamm Nr. 5 das größte Wachstum in den etwa neutralen Lösungen zeigte, bevorzugte der Stamm Nr. 10 schwach saure Lösungen ($p_H = 5{,}0—6{,}0$). Diese physiologischen Unterschiede bleiben auch bei längerer Kultur erhalten. Ob es sich bei diesen „physiologischen Rassen" um genetisch bedingte Erscheinungsformen handelt, ließ sich noch nicht feststellen. Auf die hieraus zu ziehenden systematischen Folgerungen wird später eingegangen werden.

4. *Chlamydomonas Debaryana* GOROSCHANKIN var. *micropapillata* nov. var.

Die aus verschiedenen Erdproben isolierte Form gleicht der typischen *Chlamydomonas Debaryana* sehr stark: der einzige Unterschied gegenüber dieser sind die Form und die Größe der Papille. Die Membranwarze ist bei der Varietät konstant kleiner und erscheint nur sehr selten so scharf abgesetzt, wie bei *Chl. Debaryana typica*. Die Aufstellung einer neuen Art auf Grund dieser beiden Tatsachen erscheint mir nicht gerechtfertigt, zumal bei *Chl. Debaryana* Zellen vorkommen, die von denen der Varietät nicht zu unterscheiden sind. Ich verweise hierbei auf die Abb. 12, Fig. 10 und Abb. 17, Fig. 3. Beide stimmen in ihrem Bau so weitgehend überein, daß man bei Betrachtung nur dieser beiden Zellen nicht entscheiden könnte, ob

die Art oder die Varietät vorliegt. Die durchschnittlich etwas kleinere Zellgröße der Varietät scheint mir ebenfalls nicht ausschlaggebend zu sein, zumal da auch hier zur Art alle Übergänge gegeben sind. Die neue Varietät möge in folgendem kurz beschrieben sein.

Zellen ellipsoidisch, beiderseits breit abgerundet. Die ziemlich dünne, eng anliegende Membran ist vorn zu einer kleinen, nicht sehr scharf abgesetzten rundlichen Papille verdickt, die von zwei Geißelröhrchen durchbrochen ist, durch die die beiden etwa körperlangen Geißeln austreten, die sich bei entsprechender Färbung als Peitschengeißeln erweisen. Die Geißeln entspringen von zwei Basalkörnern. Der topfförmige Chromatophor reicht fast ganz nach vorn und trägt in einer verschieden stark ausgebildeten basalen Verdickung das kugelige Pyrenoid. Das Stigma liegt in der vorderen Zellhälfte; es ist mehr oder weniger elliptisch. Der Kern ist, bedingt durch die Chromatophorengestalt, äquatorial oder mehr apikal gelegen. Im vorderen Ende der Zelle befinden sich zwei kontraktile Vakuolen, die stets senkrecht

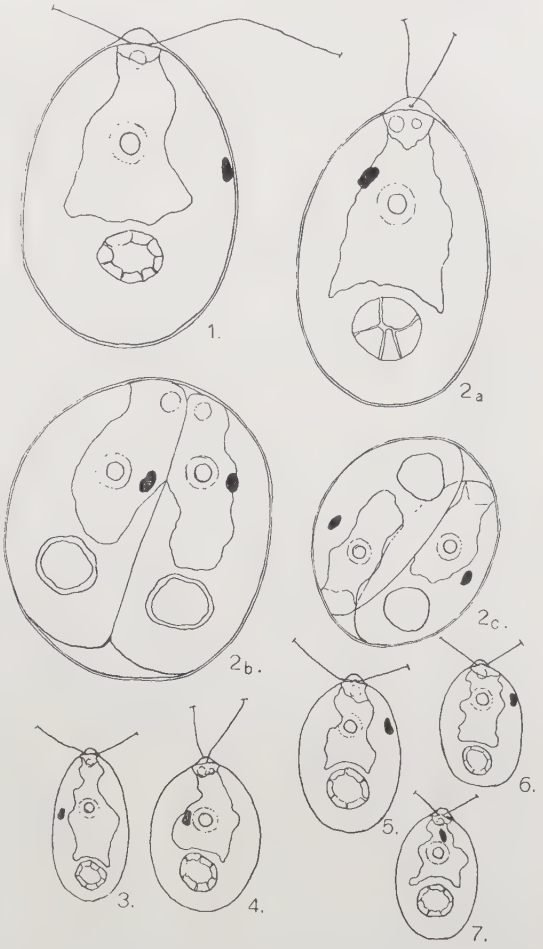


Abb. 17. *Chlamydomonas Debaryana* var. *micropapillata*. 1 Zelle aus Peptonfaulkultur. 2a—2c Zelle und Zellteilung aus Volvoxlösung. (3350×.) 3 Zelle aus Uspenskilösung. 4 aus Beneckelösung. 5 aus Wettsteinlösung. 6 aus Volvoxlösung $p_H = 5{,}5$. 7 aus Volvoxlösung $p_H = 8{,}5$. (1350×.)

zur Geißelebene orientiert sind. Die Zellänge beträgt im Durchschnitt 12 μ, die Breite 8 μ. Geschlechtliche Fortpflanzung wurde nicht beobachtet.

Die Zellteilung erfolgt wie sonst bei der Art durch Bildung von 4—8 Tochterzellen. Sie wird längs angelegt und als scheinbare Querteilung nach Drehung des Protoplasten beendet. Auch die übrigen Einzelheiten der Teilung entsprechen denen der Art. Unter ungünstigen Bedingungen bildet die Varietät Akineten, die durch Abrundung der Zellen entstehen, die sich dann mit einer festen Membran umgeben. Diese Akineten keimen mit 4—8 Tochterzellen aus. Auf festem Substrat entstehen Palmellen.

Die Varietät ist bislang nur in Erdproben gefunden worden, und zwar in verschiedenen klimatischen Verhältnissen. Sie wurde aus Bodenproben isoliert, die aus Deutschland (Freckleben) und Kamerun stammten.

Die Variabilität der Zellen in den einzelnen Lösungen ist ziemlich begrenzt. Sie bezieht sich fast ausschließlich auf die Gestalt des Chromatophoren. Geringere Abweichungen weisen die Form und Lage des Stigmas, sowie auch die Form der Papille auf. Stets konstant ist die Zahl und die Lage der Pulsulen.

Die Gestalt des Chloroplasten schwankt namentlich in bezug auf seine innere Begrenzung. Das Basalstück des Chromatophoren kann sehr verschieden stark ausgeprägt sein; es kann unter Umständen fast die Hälfte der Zelle einnehmen, andererseits aber auch nur gering ausgebildet sein. Hiernach wird sich dann die Größe des Pyrenoids richten. Die Abgrenzung des Basalteiles gegen das Innenlumen der Zelle ist unterschiedlich, entweder ist er gerade oder vorgewölbt, bisweilen auch konkav. Die Zellgestalt schwankt zwischen walzlicher und rundlicher Form. Sie wird wesentlich vom Alter der Zelle bestimmt. Junge Zellen zeigen walzlichen Bau, ältere sind ellipsoidisch bis kugelig. Individuen aus alten Kulturen, die mit Stärke vollgestopft sind, lassen Einzelheiten nicht erkennen; bei ihnen pflegt die Papille zu verstreichen, die Geißeln werden abgeworfen und das Stigma verschwindet. Derartige Formen dürfen als anormal nicht berücksichtigt werden.

Die verwendeten Nährlösungen verhielten sich in bezug auf die Variationsbreite der Zellen gleich. Das Wachstum ist unterschiedlich; es ist am besten in Volvox- und KOLKWITZ-Lösung von neutraler Reaktion. Stärkere WIK. wird schlechter vertragen.

5. *Chlamydomonas terricola* nov. spec.

Die Art fand sich in einer ganzen Anzahl von Erdproben, aus denen sie sich nach der Faulkulturmethode herauskultivieren ließ. Mit einer der bisher beschriebenen *Chlamydomonas*-Arten ist sie nicht identisch. Der für die Untersuchungen herangezogene Stamm fand sich in Bodenproben, die von den Rieselfeldern Lichtenrade bei Berlin entnommen wurden.

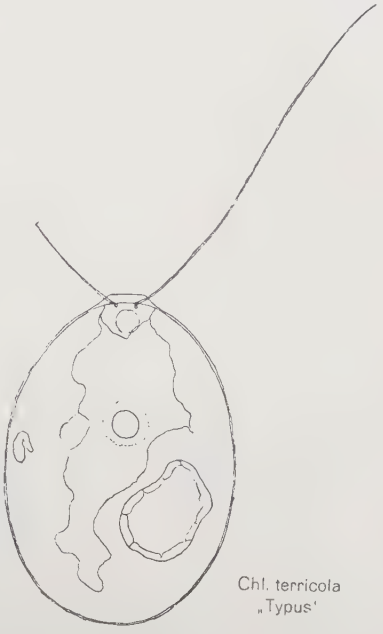


Abb. 18. *Chlamydomonas terricola.* (2700×.)

Die Zellen sind im optischen Längsschnitt elliptisch bis eiförmig. Vorder- und Hinterende sind breit abgerundet. Ihre Länge beträgt 16—19 μ, ihre Breite 9—13 μ. Die Membran ist relativ zart und vorn zu einer gerade begrenzten, nicht scharf abgesetzten Papille verdickt. Die Papille hat die Form eines Kegelstumpfes; zum Teil zeigt sie eine leichte Ausrandung der vorderen Begrenzungsfläche. Der Chloroplast ist im Prinzip topfförmig, mit stark ausgebildeten Wandstücken und ohne basale Verdickung; er reicht meist weit nach vorn. Seine innere Begrenzung ist sehr unregelmäßig und größeren Schwankungen unterworfen. Das runde oder polygonale Pyrenoid liegt lateral in einer Verdickung des Chromatophoren, die jedoch infolge der Dicke der Seitenwand oft nicht in Erscheinung tritt. Pyrenoidverdoppelungen sind zu beobachten. Das elliptische, scheibenförmige Stigma liegt im mittleren Zelldrittel. Abweichungen von der Form des Stigmas sind nicht selten. Der Zellkern liegt etwa zentral in der Zelle; seine Lage wird durch die Form des Chromatophoren mitbestimmt. Basale Lage des Zellkernes wurde nicht beobachtet. Der Kern besitzt einen großen Nukleolus, der auch im lebenden Individuum stets gut sichtbar ist Im gefärbten Ruhekern fällt ein mit Eisenhämatoxylin stark färbbares meist peripher im Außenkern gelegenes Körnchen auf, das ich als Centrosom deuten möchte [ähnliche Ruhe-

kerne sind z. B. für *Eudorina* und *Collodyction* beschrieben worden: BELAR, Formwechsel der Protistenkerne (1926)]. Die Zahl der Chromosomen scheint sich auf 10 zu belaufen.

Die beiden im Vorderende der Zelle befindlichen kontraktilen Vakuolen stehen immer senkrecht zur Geißelebene. Die etwa körperlangen Geißeln entspringen von zwei, im ungefärbten Zustand nur schwer sichtbaren (Geißelkörnern) Basalkörnern. Es sind Peitschengeißeln.

Zur Feststellung des geschlechtlichen Verhaltens wurden 10 Klone isoliert. In jedem dieser Klone traten Kopulationen auf. Die Art ist also monözisch. Der Kopulationsverlauf ist folgender: Die untereinander gleichen, und auch von den vegetativen Individuen nicht unterschiedenen Gameten vereinigen sich paarweise, ohne daß es zur Gruppenbildung kommt. Die Gameten verkleben mit den äußeren Geißelenden und stoßen dann mit ihren Papillen aufeinander zu. Dabei wandern die Kerne an das Vorderende der Zelle. Die beiden Gameten verschmelzen nun unter teilweiser Auflösung (?) der Membran miteinander und bilden eine viergeißelige Planozygote, die zunächst noch ihre Entstehung aus zwei Zellen erkennen läßt, dann sich aber abrundet und nach längerem Umherschwärmen zur Ruhe kommt, wobei die Geißeln abgeworfen werden. Die erste Membran der Zygozoospore wird von den Membranen der Gameten gebildet; später scheidet sie innerhalb dieser Hülle eine Zygotenmembran ab, die zunächst glatt erscheint und dann warzig wird. Die Zygotenmembran ist dreischichtig. Die beiden Pyrenoide sind noch sehr lange innerhalb der Zygote sichtbar, auch nachdem diese schon stark Reservestoffe gespeichert hat. Erst nach längerer Ruhezeit verschwinden die Umrisse der Pyrenoide. Bei der Keimung der

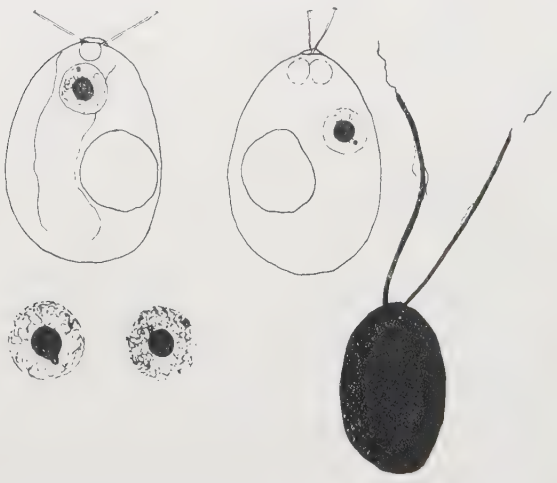


Abb. 19. *Chlamydomonas terricola* „Typus". (Oben 2000×, unten 1350×.) Kern- und Geißelstruktur.

Zygote entstehen vier Gonen, die innerhalb der Zygotenmembran ihre Geißeln ausbilden und dann durch Aufreißen der Hülle frei

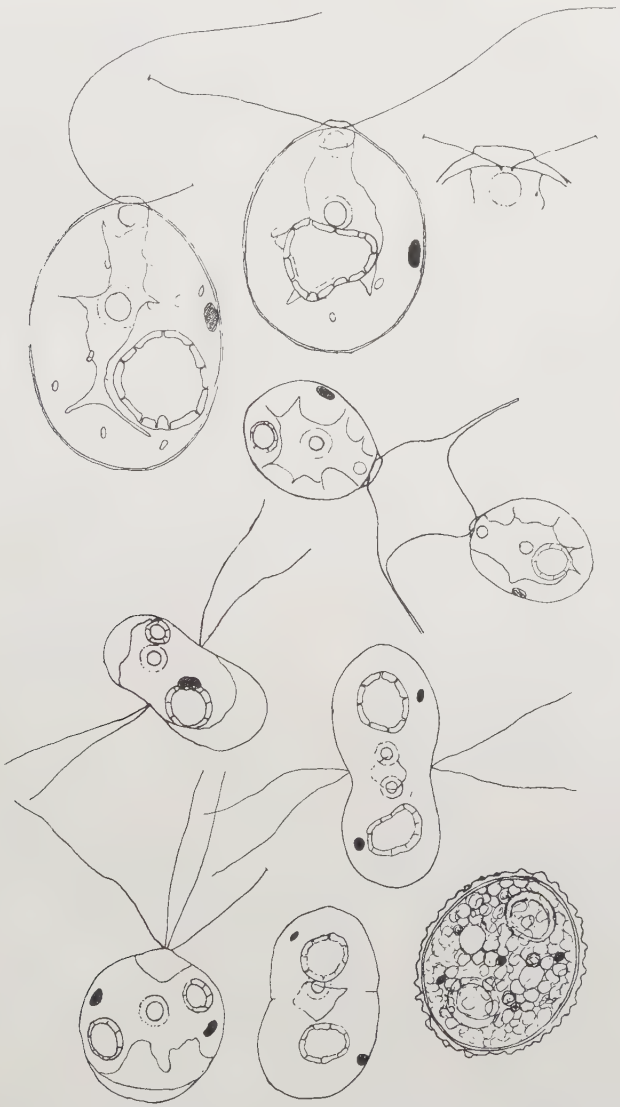


Abb. 20. *Chlamydomonas terricola.* Vegetative Zellen und Kopulation aus Kolkwitzlösung. (Oben 2000×, sonst 1350×.)

werden. Da sich die Kopulation über mehrere Stunden hinzieht, ist die Art für Restgametenversuche nicht geeignet.

Die Zellteilung erfolgt längs. Sie erscheint als scheinbare Querteilung, da sich der Protoplast vor Beginn der Durchschnürung um 90° dreht. Die Teilung führt zu 4—8 (ausnahmsweise auch zu 16) Tochterzellen, die innerhalb der Muttermembran beweglich werden und durch deren Aufreißen ins Freie treten. Der Zellteilung geht eine Teilung der Pyrenoide voraus, die sich als einfache Durchschnürung vollzieht.

Abb. 21. *Chlamydomonas terricola.* Vegetative Zelle und Zellteilung. (2000 ×.)

Die Kultur in verschiedenen Nährlösungen zeigte eine starke Plastizität der Chloroplasten- und Stigmenform. Auch die Lage des Stigmas und des Pyrenoids variiert zum Teil erheblich. Ein spezifischer Einfluß bestimmter Medien ist nicht nachweisbar. Die Variationsbreite ist in allen Nährlösungen die gleiche. Es seien hier die Verhältnisse zur Darstellung gebracht, wie sie die USPENSKI-Lösung bietet.

Der Chromatophor ist in seiner inneren Begrenzung recht verschieden ausgebildet, ohne daß vom Überwiegen einer bestimmten Form gesprochen werden kann. Die Innenkontur ist in den seltensten Fällen glatt, sondern meist leicht ausgerandet. Diese Ausbuchtungen zeigen sehr unterschiedliche Formen, wie es die Zeichnungen darstellen. Vielfach ist der Chloroplast durch tiefe Einschnitte gegliedert, die ihn bisweilen in einzelne Stücke zerteilen. Solche Individuen scheinen, von der Oberfläche betrachtet, mehrere plattenförmige Chromatophoren zu besitzen (Abb. 22, Fig. 2). Somit ergeben sich im Bau des Assimilationsapparates gewisse Ähnlichkeiten mit *Chl. stellata* DILL.

Bedingt durch diese mannigfache Ausbildung des Chloroplasten variiert die Lage des Pyrenoids. Es sind mir dabei Formen zu Gesicht gekommen, bei denen dieses fast basal lag und lediglich etwas aus der Geißelebene heraus verschoben erschien. Meist aber deutet die asymmetrische Form des Chromatophoren auf die typische laterale Lage des Pyrenoids hin. Verdoppelungen des Pyrenoids

sind relativ selten zu beobachten. Gewöhnlich handelt es sich dabei um Zellen, die sich zur Teilung anschicken.

Vereinzelt wurde an den Pyrenoiden eine deutliche Streifung festgestellt, die wahrscheinlich darauf zurückzuführen ist, daß sich bei diesen Individuen die Stärke in Spiralen abgelagert hat. Daß diese Streifung in ursächlichem Zusammenhang mit der Teilung des Pyrenoids steht, wie Pascher mitteilt, glaube ich nicht, da sie an sich teilenden Pyrenoiden, wenigstens bei dieser Art, nie wahrgenommen werden konnte. Auch ist die sonst gelegentlich auftretende Streifung der in Teilung begriffenen Pyrenoide anderer Arten weit weniger deutlich als dies hier der Fall war. Einzelne Zellen von *Chl. terricola*, die diese Streifung aufwiesen, wurden isoliert und weiter kultiviert. In diesen Kulturen traten aber derartige gestreifte Pyrenoide nicht in höherer Zahl auf, als in den übrigen. Abhängigkeit von der verwendeten Nährlösung besteht hierbei ebenfalls nicht.

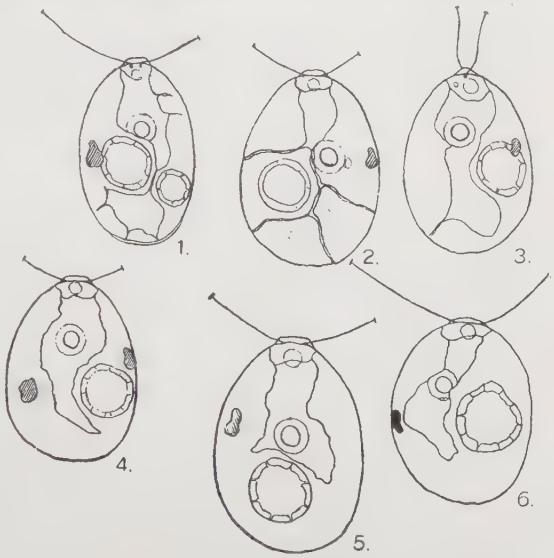


Abb. 22. *Chlamydomonas terricola*. 1 Zelle aus Volvoxlösung. 2 aus Volvoxlösung (von der Oberfläche gesehen). 3 aus Uspenskilösung. 4 aus Beneckelösung. 5 aus Knoplösung. 6 aus Artarilösung. (1350×.)

Das Stigma, das seiner ursprünglichen Form nach ein elliptisches Scheibchen darstellt, ändert hiervon in der mannigfachsten Weise ab. Teils wird es unregelmäßig verbreitert, teils zeigt es kommaförmige oder zweispitzige Gestalt. Auch hakenförmige und punktförmige Stigmen kommen vor (vgl. Abb. 23, Fig. 7 a, b). Die Lage des Augenfleckes ist nicht konstant; meist liegt er im mittleren Drittel der Zelle, kann aber andererseits sehr dem Vorder- oder Hinterende der Zelle genähert sein. Selten kommt es zu einer Verdoppelung des Stigmas; derartige Stigmen sind dann stets wenig gefärbt.

Die Papille wird verschieden stark ausgebildet; ihre Grundform ist jedoch keinen Veränderungen unterworfen. Abgesehen von alten Zellen, die mit Reservestoffen vollgestopft sind und deren Papille

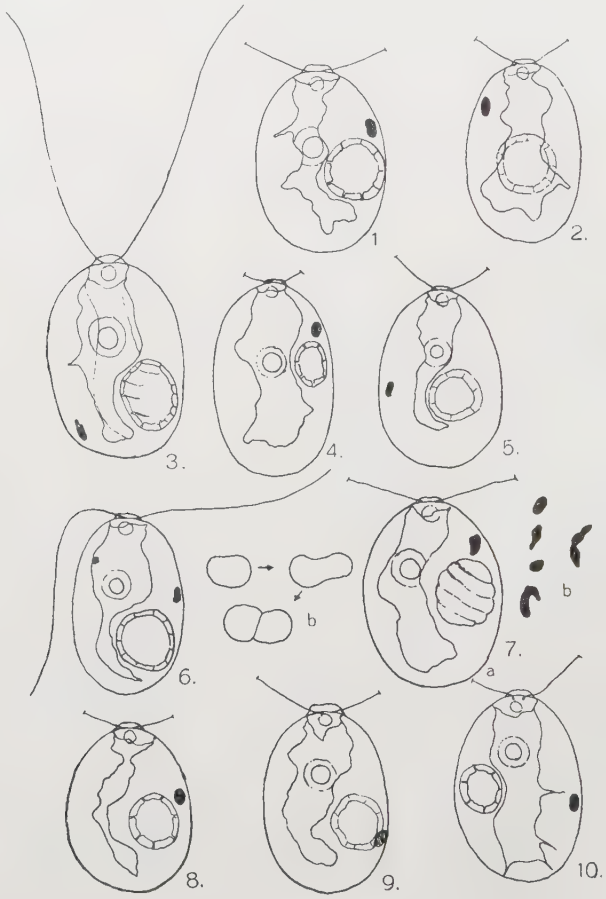


Abb. 23. *Chlamydomonas terricola*. 1—10 Verschiedene Zellformen aus Uspenskilösung. (3 und 7a zeigen deutlich die Streifung des Pyrenoids. 6b Teilung des Pyrenoids. 7b einzelne Stigmenformen.) (1350×.)

dann verstreicht, findet sie sich bei den Individuen aller Größenklassen eines Kulturgemisches. Gesetzmäßige Lagebeziehungen der einzelnen Organellen zueinander bestehen, abgesehen von der Stellung der kontraktilen Vakuolen, nicht.

6. *Chlamydomonas stellata* Dill.

Dill hat 1895 unter anderen auch eine *Chlamydomonas stellata* beschrieben, die durch den Bau des Chromatophoren charakterisiert ist. Die Alge ist verschiedentlich in Europa wiedergefunden und auch aus Java ist sie bekannt geworden. In Erdproben hat sie als erster Gistl (1933) angetroffen. Den für die Variabilitätsversuche verwendeten Stamm habe ich ebenfalls aus einer Bodenprobe isoliert (Erde der Biologischen Abteilung des Botanischen Gartens Dahlem).

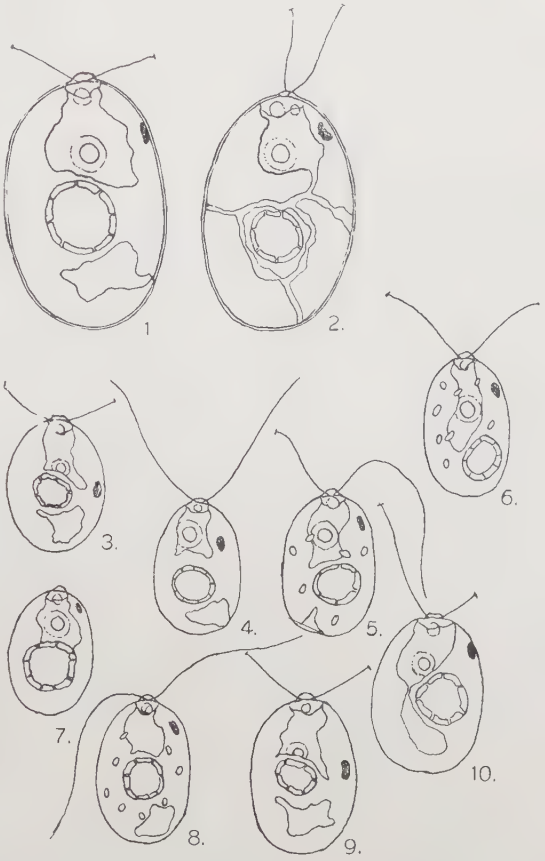


Abb. 24. *Chlamydomonas stellata.* 1, 2 Zellen aus Knoplösung. 3 aus Uspenskilösung. 4, 5 aus Volvoxlösung. 6 aus Wettsteinlösung. 7, 8 aus Kolkwitzlösung. 9, 10 aus Beneckelösung. (1—2 = 2000 ×, sonst 1350 ×.)

Im folgenden mag eine kurze Beschreibung der morphologischen Ausbildung des Stammes gegeben sein, der in der Form des Stigmas und auch zum Teil in der Ausbildung des Chromatophoren vom „Typus" abweicht.

Die Zellen sind breit ellipsoidisch, Vorder- und Hinterende sind breit abgerundet. Die Membran ist ziemlich derb und vorn zu einer nicht sehr scharf abgesetzten, stumpf kegelförmigen Papille verdickt. Die morphologischen Verhältnisse des Chloroplasten sind schwer feststellbar. Seine Gestalt schwankt sehr stark. Im ganzen gesehen liegen die Verhältnisse zum Teil ähnlich wie bei Paschers *Chlamydomonas decipiens.* Die Seitenwände

des Chromatophoren werden regional sehr stark verdickt, so daß sie sich berühren. Häufiger verschmelzen aber die Wandteile an den verdickten Stellen, und der Chromatophor erscheint H-förmig, mit einem geschlossenen Basalstück. In der so entstandenen Querplatte liegt dann das große Pyrenoid. Das basale Lumen des Chromatophoren kann oft sehr klein sein, ja bisweilen ganz verschwinden. Bei den letztgenannten Formen, die dann keinen H-förmigen Bau zeigen, liegt das Pyrenoid lateral oder ist auch gegen das Basalende der Zelle verschoben.

Von der Oberfläche aus betrachtet, scheint der Chloroplast aus mehreren ungleich großen, meist polygonal gegeneinander abgeplatteten Teilen zu bestehen. Es zeigt sich jedoch, daß dies Bild durch von außen nach innen verlaufende Spalten hervorgerufen wird, deren Form von ungeheurer Mannigfaltigkeit ist. Hierdurch gewinnt nun die Ausbildung des Chromatophoren ihre große Variationsbreite.

Das ziemlich große Pyrenoid liegt meist zentral in der Querplatte des Chloroplasten. Pyrenoidverdoppelungen habe ich nur sehr selten beobachtet, und auch dann war es nicht sicher zu entscheiden, ob nicht in Teilung begriffene Individuen vorlagen. Das Stigma, das, wie bei der von DILL beschriebenen Form, meist im vorderen Drittel der Zelle liegt, zeigt jedoch nur selten die zugespitzte Gestalt, wie sie von diesem angegeben wird, sondern ist mehr ellipsoidisch oder auch walzlich, weist aber allgemein eine große Formvariabilität auf. Der Kern liegt stets im vorderen Zellumen. Die beiden kontraktilen Vakuolen stehen immer senkrecht zur Geißelebene. Die etwa körperlangen Geißeln entspringen von zwei, auch in gefärbtem Zustand nur sehr schwer sichtbaren Geißelkörnern. Es sind Peitschengeißeln.

Es wurde wiederholt versucht, bei dieser Art Kopulationen hervorzurufen. Ein Erfolg blieb dabei aus. Nur einmal traten in einer alten Kultur in ziemlich großer Anzahl kleine Zellen auf (Abb. 25, Fig. 13 a, b). Kopulation dieser Zellen wurde jedoch nicht beobachtet, vielmehr gingen diese Schwärmer nach einiger Zeit zugrunde. Sie sind späterhin in keiner anderen Kultur wieder aufgetreten. Worauf ihre Bildung zurückzuführen ist, kann nicht gesagt werden. Wahrscheinlich hat jedoch der Nahrungsmangel eine Rolle gespielt. Es besteht die Möglichkeit, daß es sich um Gameten gehandelt hat. Merkwürdig an den „Gameten" war die Ausbildung des Chromatophoren, der topf- bis röhrenförmige Gestalt hatte. Das Pyrenoid lag lateral. Diese Zellen entstanden in großer Anzahl

(16—32) in den Mutterzellen und wurden aus ihnen durch Aufreißen der Muttermembran frei.

Dill hat ganz ähnliche Individuen abgebildet und sie als Gameten bezeichnet. Es deutet allerdings nichts in seiner Arbeit darauf hin, daß er auch Kopulationen dieser „Gameten", und das ist ja das Entscheidende, beobachtet hat. Es muß also dahingestellt bleiben, ob wirklich Gameten vorgelegen haben.

Die Zellteilung erfolgt bei *Chlamydomonas stellata* als schräge Längsteilung.

Auch bei dieser Art, *Chlamydomonas stellata*, erweist sich die Lage der Organellen und ihre Ausbildung als weitgehend von äußeren Einflüssen unabhängig. Stärkere Modifizierbarkeit zeigt lediglich die Ausbildung des Chloroplasten. Hierauf weist auch Dill kurz hin, der angibt, daß in den

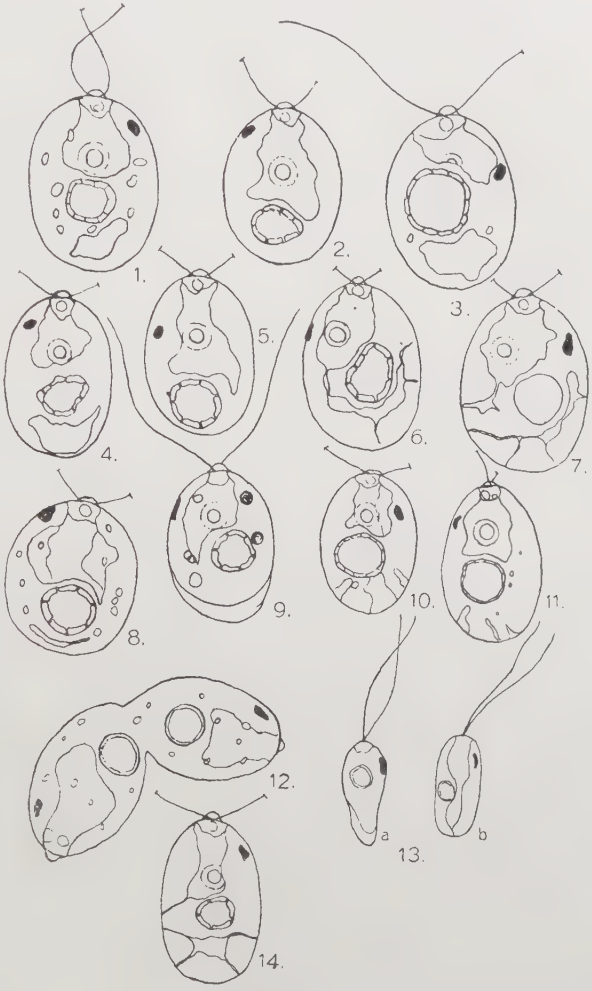


Abb. 25. *Chlamydomonas stellata*. 1, 2 Zellen aus Artarilösung. 3 Peptonfaulwasser. 4 Volvoxlösung $p_H = 5{,}5$. 5 $p_H = 6{,}5$. 6 $p_H = 7{,}5$. 7 $p_H = 8{,}5$. 8 Volvoxlösung + 1 Proz. Glukose. 9 Volvoxlösung + 1 Proz. Saccharose. 10 Volvoxlösung + 1 Proz. Glykokoll. 11 Albuminfaulwasser. 12 Doppelindividuum aus Kolkwitzlösung. 13 Gameten (?) aus Volvoxlösung. 14 Zelle aus Volvoxlösung + 1 Proz. Glukose, Saccharose und Glykokoll. (1350×.)

verwendeten Nährlösungen (KNOP) eine geringe Vermehrung der Chromatophorenmasse stattfindet. Die Vermehrung der Chloroplastensubstanz kann sogar sehr stark werden, so daß die Einschnitte vollkommen verschwinden und erst bei leicht gequetschten Individuen deutlicher wieder hervortreten. Ferner verschwindet zum Teil auch das hintere Lumen, wodurch dann der Chromatophor topfförmig mit ungeheuer verdicktem Basalstück erscheint (Abb. 24, Fig. 5, 7). Die Ausbildung der hinteren Chloroplastenhälfte ist überhaupt den mannigfachsten Veränderungen unterworfen. Es finden sich Zellen, die einen sehr schön regelmäßigen H-förmigen Bau des Chromatophoren zeigen. Bei anderen ist das hintere Lumen seitlich verschoben; seine Form unterliegt weitgehenden Schwankungen. Das Basalstück des Chromatophoren kann vorhanden sein (Abb. 24, Fig. 3, 8, 9) oder auch ganz fehlen.

In einzelnen Fällen kamen Zellen zur Beobachtung, bei denen das Pyrenoid lateral lag; die beiden Wandstücke des Chromatophoren waren verdickt, berührten einander auch, waren aber nicht verwachsen. Alle diese Bildungsformen sind jedoch innerhalb einer einzigen Kultur zu erhalten und beruhen nicht auf dem spezifischen Einfluß bestimmter Nährlösungen.

Es ist wahrscheinlich, daß gerade die Arten der Untergattung *Agloë* (und wohl auch der Untergattung *Amphichloris*), deren Chloroplastenbau einen stark abgeleiteten Eindruck macht, besonders tiefen Eindrücken in der Kultur unterliegen.

Es scheint sich die Untergattung *Agloë* aus *Chlamydella*-Formen entwickelt zu haben. Hierauf würden, neben den bereits erwähnten Tatsachen, auch die Chloroplastenverhältnisse der „Gameten" hinweisen, wobei es für diese Frage gleichgültig ist, ob tatsächlich Gameten oder aber Mikrozoosporen vorliegen. Die Entwicklung von *Euchlamydomonas*-ähnlichen Formen bei *Chlamydomonas stellata* ist eine sekundäre Erscheinung, die auf der starken Vermehrung der Chloroplastenmasse beruht.

Auch die Lage des Pyrenoids ist infolge der unterschiedlichen Gestalt des Chloroplasten ziemlich variabel. Es kann fast basal liegen, oder auch zentral die Chromatophorenbrücke ausfüllen, oder aber lateral verschoben sein. Seine Form ist meist rundlich; polygonale Gestalt kommt jedoch ebenfalls vor. Verdoppelungen des Pyrenoids habe ich nur sehr selten beobachtet.

Als sehr konstant erweist sich wiederum die Zahl und die Lage der kontraktilen Vakuolen. Es sind stets nur zwei Pulsulen vorhanden, die ausnahmslos senkrecht zur Geißelebene stehen. Die

Kernlage steht ebenfalls weitgehend fest; sie wird bedingt durch die Ausbildung des Chloroplasten. Der Kern liegt im vorderen Lumen und ist gewöhnlich etwas aus der Achse heraus verschoben.

Die Form der Papille bleibt in allen Nährlösungen erhalten; sie ändert sich auch kaum mit dem Ungünstigerwerden der Kulturbedingungen. Lediglich bei alten, stärkereichen Zellen, die dann auch ausnahmslos ihre Geißeln abgeworfen haben, beginnt die Papille zu verstreichen.

Zur Kennzeichnung der Gesamtvariabilität sei auf die Zeichnungen verwiesen.

Durch Teilungshemmungen können bisweilen atypische Formen auftreten, seltener entstehen dabei Doppelindividuen. Derartige Bildungen sind jedoch als anormal sofort gekennzeichnet. Bei Betrachtung der Variabilität einer Art sind sie auszuscheiden.

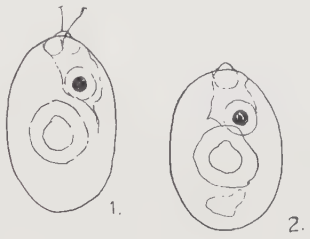


Abb. 26. *Chlamydomonas stellata.* 1, 2 Gefärbte Zellen, Kernlage (1350 ×.)

In ernährungsphysiologischer Hinsicht bevorzugt die Art Nährlösungen mit einem p_H von 6 bis 7,5. Der p_H-Bereich, in dem die Form gutwüchsig ist, ist also geringer als bei vielen anderen Arten. Jedoch findet Zellvermehrung noch bei p_H 5,0 bzw. 8,5 statt. Mittlere Konzentration der Nährlösung (0,5 Proz.) erwies sich für das Wachstum der Alge als besonders günstig. Zu starke Konzentrationen, wie sie die Artari-Lösungen aufweisen, führten zur baldigen Bildung großer rundlicher Dauerzellen (24 μ Ø), die tief dunkelgrün gefärbt waren. Überhaupt zeichnen sich die Zellen in Artarilösung durch eine dunkelgrünere Farbe als in den anderen Kulturmedien aus. Die Bildung dieser Dauerzellen habe ich nur in Artarilösung, und auch hier nur in den konzentrierten Medien, beobachten können. In den übrigen Nährflüssigkeiten degenerieren die Zellen.

Diese Dauerzellen keimten, in frische Kulturlösung überführt, zum geringen Teil aus, wobei 4—8 Tochterzellen entstanden. Ein großer Teil dagegen keimte nicht, sondern degenerierte später.

Die Bildung derartiger Dauersporen ist wohl auf die hohe Salzmenge, die in den Artarilösungen enthalten ist, zurückzuführen. Im encystierten Zustand vermag dann die Zelle den chemischen Einflüssen besser standzuhalten. Sicherlich wird auch in der Natur bei ähnlich ungünstigen Umständen die gleiche Reaktion erfolgen.

(Es sei darauf hingewiesen, daß die Dauerzellen von den alten encystierten Zellen, wie sie in jeder alternden Kultur auftreten, scharf unterschieden sind: und zwar einmal durch ihre Größe und dann durch ihre dreischichtige Membran!)

7. *Chlamydomonas humophilos* nov. spec.

Die Art wurde aus verschiedenen Erdproben herauskultiviert. Die für die Variabilitätsversuche verwendeten Stämme Nr. 9 und Nr. 35 sind aus Rigaer bzw. Kühnauer Böden gewonnen worden.

Die Zellen sind ellipsoidisch, beidseits breit abgerundet, selten ganz leicht eiförmig. Die Größe der Individuen schwankt zwischen 18 und 23 μ für die Länge und 10 bis 14 μ für die Breite der Zelle. Die Membran ist deutlich und liegt dem Inhalt dicht an; vorn verdickt sie sich zu einer stumpfkantigen, verhältnismäßig scharf abgesetzten Papille, die vorn stets ausgerandet ist. Die Papille wird von zwei Geißelröhrchen durchbrochen, durch die die beiden, etwa körperlangen Geißeln austreten. Normal zur Geißelebene gesehen, erscheint die Papille als ein stumpf-kegelförmiges Wärzchen. Die Membranpapille stellt somit eine mehr oder weniger niedrige, dreieckige Kante dar.

Die beiden Geißeln entspringen von einer Plasmapapille, die etwas in die Membranpapille hineinragt. Es sind Peitschengeißeln.

Der Chromatophor ist topfförmig und weist lateral, dort wo das kugelige Pyrenoid liegt, meist eine Verdickung auf; seine innere Begrenzung ist ziemlich unregelmäßig. Ein ausgesprochener Basalteil wird nicht ausgebildet. Das Pyrenoid zeigt keinerlei gesetzmäßige Lagebeziehung zur Geißelebene. Pyrenoidvermehrung ist ziemlich häufig. (Besonders starke Vermehrung der Pyrenoide fand sich in einer Kultur nach Röntgenbestrahlung.) Das Stigma ist von unregelmäßiger Gestalt; es liegt etwa im mittleren Zelldrittel. Der Zellkern stellt einen Bläschenkern dar. Er befindet sich fast ausnahmslos im vorderen Zelldrittel, wo er an stärkefreien Individuen stets gut sichtbar ist. Der Ruhekern läßt ein Centrosom nicht erkennen.

Die beiden kontraktilen Vakuolen befinden sich im Vorderende der Zelle; sie sind immer senkrecht zur Geißelebene orientiert.

Die Art ähnelt weitgehend *Chlamydomonas terricola*. Unterschiede gegenüber dieser Art bestehen hauptsächlich in der Form der Papille, in der etwas größeren und schlankeren Gestalt der Zelle, im verschiedenen Aufbau des Ruhekernes und in gewissen Einzelheiten des geschlechtlichen Verhaltens.

Die Kopulationsversuche haben ergeben, daß die Art monözisch ist. Die Gameten entsprechen in ihrem Bau den vegetativen Zellen, sind jedoch gewöhnlich etwas kleiner als diese. Sie vereinigen sich paarweise, ohne daß es zu einer eigentlichen Gruppenbildung kommt. Der Verschmelzungsprozeß der Gameten beginnt an ihrem Vorderende, nachdem sie zunächst mit ihren Geißeln verkleben. Sie kippen dann zur Seite um, und die Verschmelzung schreitet von vorn nach hinten weiter fort. Bei der Kopulation streifen die Gameten ihre Hüllen ab. Meist verlieren sie auch die Geißeln, so daß eine schwärmende Planozygote selten gebildet wird. Kommt es doch zu deren Entstehung, so geht sie nach kurzem Schwärmen bald zur Ruhe über. Die vereinigten Gameten umgeben sich mit einer neuen Membran, die sich bald verdickt, zunächst noch glatt erscheint, aber späterhin warzenartige Membranverdickungen hervorbringt. Die alten Gametenhüllen haften den Zygoten häufig noch an. Die Pyrenoide werden innerhalb der Zygote erst spät unsichtbar.

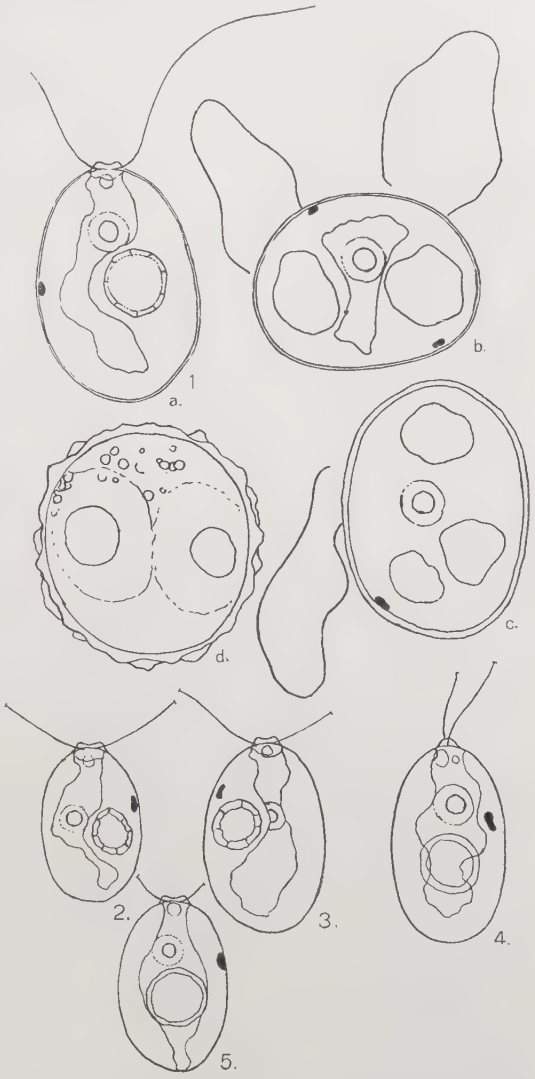


Abb. 27. *Chlamydomonas humophilos.* 1 Zelle aus Volvoxlösung. 1a vegetative Zelle. 1b Junge Zygote mit den beiden anhängenden Gametenhüllen. 1c Überbefruchtete Zygote. 1d Ältere Zygote. (2000×.). 2 aus Beneckelösung. 3—5 aus Kolkwitzlösung. (1350×.)

Bei der Keimung der Zygote entstehen 4 bis

8 Gonen, die sich innerhalb der Zygotenmembran begeißeln und durch deren Aufreißen frei werden.

Überbefruchtungen kommen vor. Die hieraus hervorgehenden Zygoten haben ein durchaus normales Aussehen. Leider waren sie nicht zum Keimen zu bringen, so daß ihr weiteres Schicksal nicht verfolgt werden konnte.

Für Restgametenversuche erwies sich die Art als ungeeignet.

Die Zellteilung vollzieht sich als eine schräge Längsteilung. Ihr vorauf geht die Teilung des Kernes und des Pyrenoides. Sind mehrere Pyrenoide innerhalb der Zelle vorhanden, so unterbleibt eine weitere Vermehrung. Es entstehen 2—16 Tochterzellen, die, umgeben von der Muttermembran, ihre Geißeln ausbilden.

Die Kultur in verschiedenen Nährlösungen hat eine beträchtliche Konstanz aller Merkmale ergeben. Ein spezifischer Einfluß bestimmter Medien war wiederum nicht festzustellen. Die Variabilität war in allen verwendeten Kulturflüssigkeiten gleich, muß also durch innere, d. h. in den Zellen selbst liegende, Ursachen bedingt sein. Die Kulturmedien unterschieden sich lediglich in der Dauer der progressiven Phase der Kultur. Sie war am längsten in Volvoxlösnng von etwa neutraler Reaktion, am kürzesten in den Artarilösungen hoher Konzentration.

Den stärksten Veränderungen unterliegt der Chromatophor, hier ist es dann wieder die innere Begrenzung, die mancherlei Variationen zeigt. Namentlich sind es regionale Verdickungen, die dem Chloroplasten sein Aussehen geben. Sie können sehr stark entwickelt sein, so daß der Innenraum der Zellen weitgehend eingeengt ist, oder Verdickungen sind kaum vorhanden, dann kleidet der Chromatophor sehr schön gleichmäßig die Zelle aus. Lediglich die Stelle, die das Pyrenoid trägt, ist dann verdickt. Die Verstärkungen können unter Umständen so weit gehen, daß sich Teile der Seitenwände berühren und eventuell auch verschmelzen. Der Chromatophor erscheint dann H-förmig. Allerdings sind Individuen mit einem solchen Assimilationsapparat sehr selten. Andererseits können durch Reduktion des Chloroplasten, und zwar namentlich des Basalteiles, röhrenförmige Chromatophoren entstehen. Auch dieses Extrem ist selten zu beobachten. Die Lage der Pyrenoide schwankt stark nach dem Bau des Chromatophoren. Seine laterale Lage ist jedoch stets einwandfrei zu erkennen. Zu Pyrenoidvermehrungen kommt es in allen Kulturen gleich häufig. Sie ist sicherlich durch innere Faktoren bedingt. Einzelne Zellen weisen mitunter 4—5 Pyrenoide auf. Beim Vorliegen solcher Zellen in Rohkulturen glaubt man leicht eine be-

sondere Art vor sich zu haben. Teilweise ist die Vermehrung der Stärkeherde auch mit einer Teilung des Stigmas verbunden.

Nach Bestrahlung mit Röntgenstrahlen zeigten die Nachkommen einer Zelle besonders große Neigung zur Vervielfachung der Pyrenoide. In solchen Kulturen waren dann weit über die Hälfte aller Zellen polypyrenoid. Mit zunehmender Zahl der Zellübertragungen in frische Nährmedien und durch zwischengeschaltete Kopulationen, scheint diese Neigung zur Bildung vieler Stärkeherde wieder abzunehmen.

Sehr konstant ist die Lage des Kernes; er liegt in den weitaus meisten Fällen im vorderen Zelldrittel; nur ausnahmsweise wird er im basalen Ende der Zelle angetroffen. Die Form der Papille, Lage und Zahl der kontraktilen Vakuolen, sowie die Geißellänge zeigen keinerlei Abhängigkeit von der Nährlösung. Sie erweisen sich als konstant. Nur bei alten Zellen, die die Geißeln abgeworfen haben, verstreicht auch die Papille.

Abweichungen von der Zellform kommen bisweilen vor. Es finden sich walzlich-ellipsoidische Zellen neben mehr rundlichen. Dabei fällt

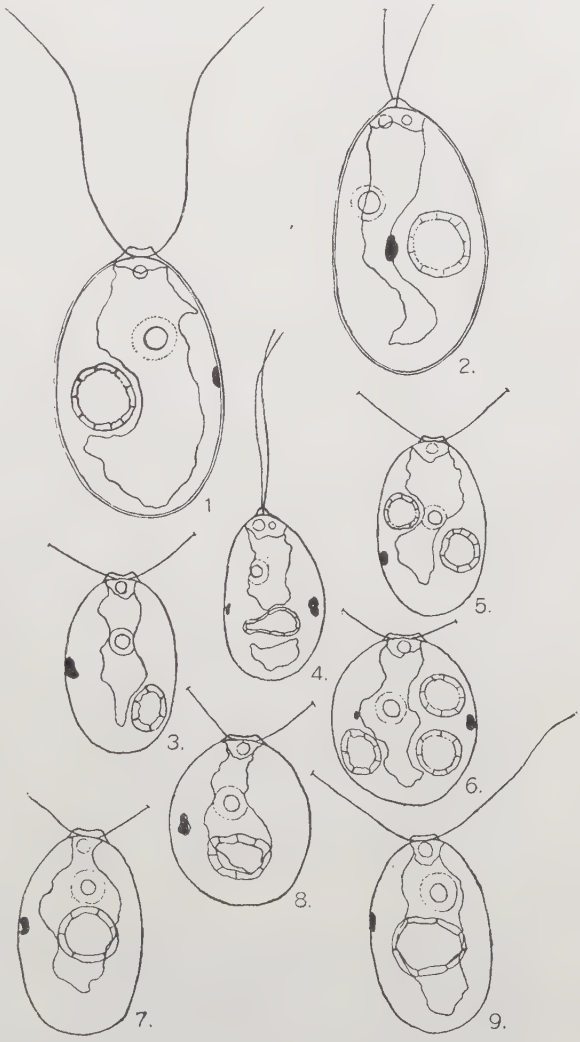


Abb. 28. *Chlamydomonas humophilos.* 1, 2 Zellen aus Peptonfaulkultur. (2000 ×.) 3 aus Knoplösung. 4 aus Artarilösung. 5 Volvoxlösung $p_H = 5{,}5$. 6 $p_H = 6{,}5$ 7 $p_H = 7{,}5$. 8 $p_H = 8{,}5$. 9 aus Uspenskilösung. (1350 ×.)

auf, daß die runden Zellen fast stets mehrere Pyrenoide enthalten, die walzlichen dagegen nie. Junge Zellen besitzen oft ziemlich lange eine ihnen von der Teilung her aufgeprägte Asymmetrie. In allen Kulturen überwiegt jedoch die ellipsoidische Zellform.

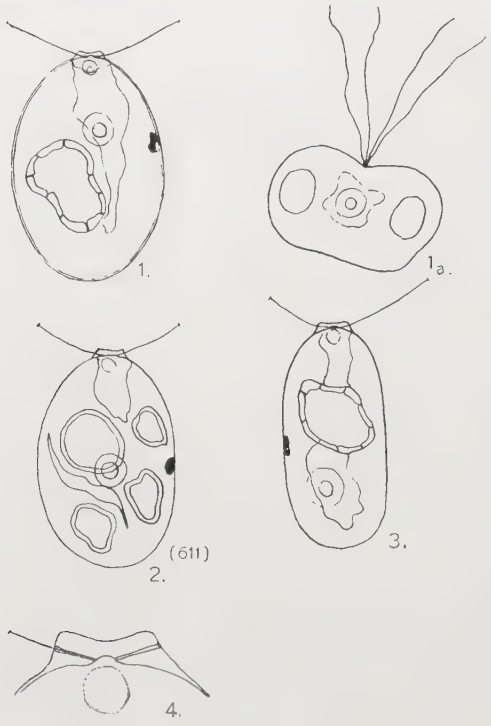


Abb. 29. *Chlamydomonas humophilos.* 1 Zelle und 1 a Kopulationspaar aus Artarilösung. 2—3 Zellen aus Volvoxlösung (2 nach Röntgenbestrahlung). (1350 ×.) 4 Papille mit Geißelröhrchen. (5500 ×.)

In ernährungsphysiologischer Hinsicht verhält sich diese Art, wie die meisten der untersuchten Chlamydomonaden. Ein verhältnismäßig gutes Wachstum ist auch bei extremen p_H-Werten noch möglich.

Bevorzugt werden aber Lösungen mit annähernd neutraler Reaktion. Kulturflüssigkeiten mittleren Salzgehaltes sind für das Wachstum der Alge günstiger als hohe Konzentrationen. Ein gewisser Gehalt an Nährstoffen muß jedoch gewährleistet sein, wenn ein Fortkommen der Kultur ermöglicht werden soll. Die Salzspuren, die in der Erdabkochung vorhanden sind, reichen hierfür nicht aus. Bei Nahrungsmangel oder zu hohen Salzkonzentrationen werden *Palmella*-ähnliche Stadien gebildet.

8. ***Chlamydomonas media*** KLEBS var. ***eustigma*** nov. var.

Um *Chlamydomonas media* scheinen sich eine Anzahl von Formen zu gruppieren, die nur in wenigen Merkmalen von dieser abweichen, so daß die Aufstellung gesonderter Arten nicht gerechtfertigt erscheint. Eine solche Form ist von PASCHER als var. *minor* bezeichnet worden. Bei meinen Untersuchungen sind mir ebenfalls „Arten“

untergekommen, die sich nahe bei *Chl. media* einordnen lassen, wenn auch nur mit einem gewissen Zwang.

So wurde aus grün überzogenen Torfstücken, die im Araceen-Haus des Botanischen Gartens (Dahlem) gesammelt waren, eine Art herauskultiviert, die *Chl. media* sehr stark gleicht. Jedoch ist die Papille noch flacher als beim Typus, und das ziemlich große Stigma liegt nicht ganz vorn, sondern befindet sich etwa an der unteren Grenze des vorderen Zelldrittels. Im übrigen stimmt sie mit *Chl. media* überein. Sie mag daher zu dieser als var. *eustigma* gestellt werden.

Wie bei *Chl. media* können 2—8 Tochterzellen bei der Teilung entstehen. Auch die Teilungsmodi beider Formen entsprechen einander. Es gelang bei dieser Varietät jedoch nicht, die geschlechtliche Fortpflanzung auszulösen. Alle Methoden, die bei *Chl. media* nach Klebs zum Erfolge führen, versagen hier vollkommen. Auch das Gegenteil, die Erhöhung der gebotenen Nährstoffe, namentlich organischer Art, Verdunkelung der Kultur usw., hatte keinerlei Ergebnis. Es ist möglich, daß die Form durch ihr, wahrscheinlich jahrelanges, Wachstum im Palmellastadium im geheizten Haus, die Fähigkeit der Gametenbildung eingebüßt hat.

Es sei noch einmal eine kurze Diagnose dieser Varietät gegeben: Zellen ellipsoidisch bis teilweise leicht walzlich, von einer deutlichen, ziemlich derben Membran umgeben, die sich vorn zu einer völlig vermittelten, stumpf-kegelförmigen Papille verdickt. Zu beiden Seiten des Hautwärzchens entspringen die etwas über körperlangen Geißeln. Es sind Peitschengeißeln. Senkrecht zur Geißelebene im Vorderende der Zelle die beiden kontraktilen Vakuolen. Der Chromatophor ist im Prinzip topfförmig, weit nach vorn reichend, ohne basale Verdickung. In der Seitenwand des Chromatophoren, dort, wo das runde Pyrenoid liegt, eine seitliche Verstärkung. Am unteren Ende des vorderen Zelldrittels das mehr oder weniger scheibenförmige Stigma. Lage des Zellkerns meist vor dem Pyrenoid, selten basal.

Bei der Zellteilung, die als Längsteilung, nach voraufgegangener Querdrehung, erfolgt, wird das Pyrenoid mehr oder weniger unsichtbar. Es entstehen 2—8 Tochterzellen. Nahrungsmangel oder trockenes Substrat fördert die Bildung von Palmellen. Geschlechtliche Fortpflanzung wurde nicht beobachtet. Zellen 15—22 μ lang und 9—13 μ breit.

Die Kultur in verschiedenen Nährmedien ergab, daß besonders die Chromatophorenverhältnisse modifizierbar waren. Die Plastizität des Chloroplasten war jedoch unabhängig von der Art der ver-

wendeten Nährlösung. Die Form neigt stark zur Verengung des inneren Lumens: namentlich wurden häufig Zellen mit H-förmigen Chromatophoren gefunden. Dieser Bau war durch Berührung bzw. Verwachsung der Verstärkungen der Chromatophorenseitenwände entstanden. Das Pyrenoid liegt jedoch auch bei diesen Individuen stets lateral, so daß sie ihre Zugehörigkeit zur Untergattung *Chlamydella* einwandfrei erkennen lassen.

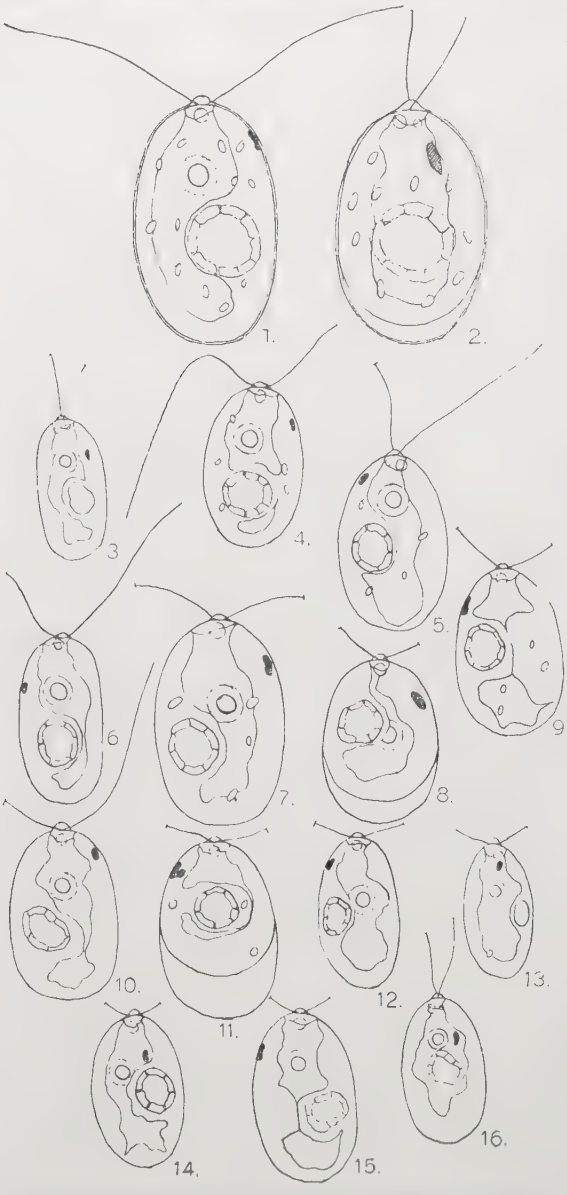


Abb. 30. *Chlamydomonas media* var. *eustigma*. 1, 2 Zellen aus Volvoxlösung. (2000 ×.) 3—6 aus Kolkwitzlösung. 7—10 aus Uspenskilösung. 11—13 aus Beneckelösung. 14—16 aus Knoplösung. (1350 ×).

Die Beziehungen zwischen den beiden Untergattungen, *Chlamydella* und *Agloë*, scheinen sehr eng zu sein: denn Arten beider Gruppen bilden unter Umständen Individuen aus, die für sich allein betrachtet, zur anderen Untergattung gestellt werden müßten. Dies gilt z. B. für *Chlamydomonas stellata* DILL wie auch für die beschriebene Varietät von *Chl. media*, oder für *Chl. humophilos*. Dagegen scheinen bei beiden Gruppen die Beziehungen zur Untergattung *Euchlamydomonas* gering zu sein.

Die Formveränderlichkeit des Chloroplasten kann zu ganz absonderlichen Ausgestaltungen des Innenlumens führen (Abb. 30, Fig. 11, 15). Solche Formen des Chromatophoren können dann auch ausnahmsweise zu einer zentralen Verlagerung des Pyrenoids führen. Die Lage des Stärkeherdes ist sonst stets lateral, ohne daß jedoch seine Höhenlage in der Zelle festgelegt wäre. Sie scheint vielmehr durch die Form des Chloroplasten bedingt zu sein. Die Größe des Pyrenoids ist wesentlich abhängig von der Zellgröße. Es gilt allgemein der Satz, daß große Zellen auch große Pyrenoide enthalten. Ausnahmsweise können Abweichungen von dieser Regel auftreten. Das Stigma ist in Form und Lage weitgehend konstant. Änderungen der Form sind möglich (Abb. 30, Fig. 11). Als absolut unveränderlich erweist sich die Zahl und die Lage der kontraktilen Vakuolen. Die Papille ist fast stets und in ihrer typischen Ausbildung vorhanden. Nur ältere, mit Stärke vollgestopfte und daher auch wohl funktionsuntüchtige Zellen, lassen diese Papille vermissen. Bei diesen pflegt sie zu verstreichen. Das Verstreichen des Membranwärzchens erfolgt wahrscheinlich passiv. Durch die große Stärkeeinlagerung runden sich die Zellen ab und vergrößern sich. Dabei kommt es zur Dehnung der Membran. Diese greift auf die Papille über, die dadurch auseinander gezogen wird. Hand in Hand mit dieser Veränderung geht der Verlust der Geißeln, der meist schon früher eintritt, und die Resorption des Stigmas. Allmählich schwindet dann bei solchen Zellen auch die grüne Farbe des Chloroplasten. Derartige Individuen sind natürlich als atypisch sofort zu erkennen und müssen von einem Vergleich der normalen Variabilität ausgeschlossen werden. Das gleiche gilt aber auch schon für die Anfangsstadien: die Stärkespeicherung und den Geißelverlust. Auch diese Zellen müssen als anormal angesehen werden, da beide Erscheinungen als Funktionsstörungen zu werten sind, die Zelle also nicht voll lebensfähig ist. Scheidet man alle diese Individuen von der Betrachtung aus, so bleibt auch bei dieser Form eine ziemlich geringe „Typusvariabilität" übrig, die im Wesentlichen nur den Chromatophoren betrifft.

Im physiologischen Verhalten bestehen, gegenüber den übrigen untersuchten Arten, keine Unterschiede. Die Form wächst in allen verwendeten Nährlösungen gleich gut. Auch die p_H-Spanne, in der die Algen zu leben vermögen, ist groß; sie liegt zwischen $p_H = 4{,}5$ und 8,5. Wieweit dies den natürlichen Verhältnissen entspricht, bleibt dahingestellt. Als Bodenform mag sie an weite p_H-Grenzen angepaßt sein. Ihr ursprünglicher Standort zeigte einen p_H-Wert von etwa 5,5. Das beste Wachstum hatte die Alge daher auch in

ganz schwach sauren Lösungen, während stärkere Alkalität schlechter ertragen wurde. Ungünstig wirkt auch eine geringere Pufferung des Mediums, gleichgültig ob es sich um das saure oder das alkalische Gebiet handelt.

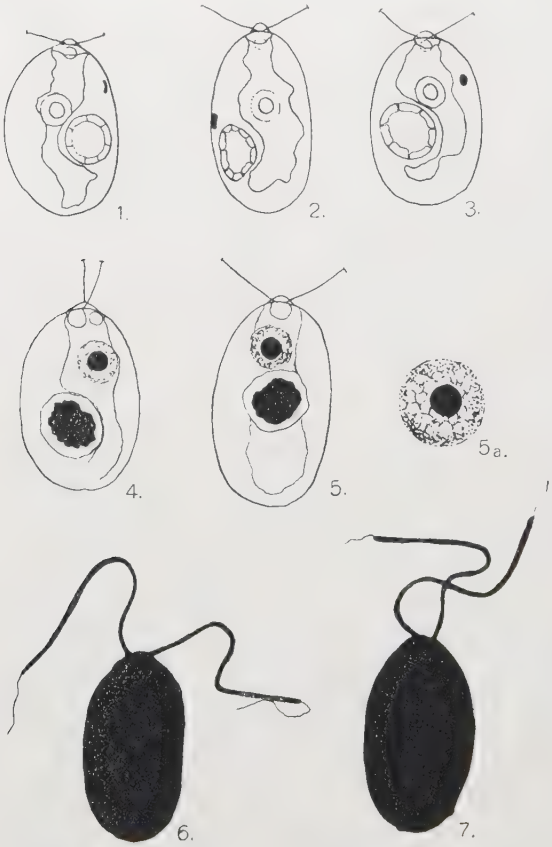


Abb. 31. *Chlamydomonas media* var. *eustigma*. 1 Zelle aus Volvoxlösung + 1 Proz. Glykokoll. 2 aus Artarilösung. 3 aus Wettsteinlösung. 4, 5 Zellen aus Volvoxlösung $p_H = 5{,}0$ (gefärbt). 5a Zellkern (4000 ×). 6, 7 Peitschengeißeln. (1350 ×.)

Bei zu hoher Konzentration der Lösungen encystieren sich die Zellen und umgeben sich dabei mit einer festen Membran. In diesem Zustand können sie sich teilen, so daß in der stark gedehnten Hülle viele Zellen vorhanden sind. Auf diese Weise entstehen unbewegliche Stadien protococcoider Form, die ziemlich denen von *Chlamydomonas intermedia* ähneln und ihren Ausgang von Akineten nehmen. Auf Agar dagegen entstehen palmelloide Lager, die in ziemlich dichte Schleimmassen eingebettet sind. In den Flüssigkeitskulturen wurden sie dagegen nicht beobachtet. *Protococcales*-ähnliche Stadien werden auch bei Nahrungsmangel oder anderen ungünstigen Bedingungen gebildet. Der Übergang in diese Form kann augenscheinlich schneller erfolgen, als der in den *Palmella*-Zustand. Die protococcoide Stufe stellt wenig — bis vielzellige Aggregate dar, die meist von der Mutterzellhaut umschlossen bleiben. Bei größeren Haufen reißt diese jedoch auf, und die Zellen liegen dann einzeln dicht nebeneinander

so daß sie sich gegenseitig polygonal abplatten. In frische Nährlösung überführt, begeißeln sich die Zellen und die Haufen zerfallen. Die Trockenresistenz dieser Zellzustände ist geringer als die der Palmellen. In der Natur ermöglichen sie wahrscheinlich das Weiterleben der Art bei schnellem Eintrocknen des Lebensraumes.

9. ***Chlamydomonas pseudogloeogama*** nov. spec.

Die Art steht *Chlamydomonas glocogama* Korschikoff sehr nahe. Sie unterscheidet sich von dieser durch die abweichende Zellform und die Gestalt der Papille. Andererseits erinnert sie auch sehr an *Chl. fungicola* Puymaly, die jedoch eine andere Insertion der Geißeln aufweist und auch in ihrer Lebensweise gegenüber *Chl. pseudogloeogama* große Unterschiede zeigt.

Die Zellen sind ellipsoidisch, beiderseits gleichmäßig gerundet und nur äußerst selten ganz leicht gekrümmt. Die Zellhaut ist dünn, eng anliegend und vorn zu einer eben merklichen, stumpfkegelförmigen Papille verdickt. Die Geißeln entspringen von einer winzigen Plasmapapille, die in die Membranwarze hineinragt. Sie sind etwa körperlang und lassen bei entsprechender Färbung Peitschenenden erkennen. Der Chromatophor ist topfförmig, ohne verdicktes Basalstück; er trägt lateral in einer Verdickung das rundliche bis leicht kantige Pyrenoid. Der Chloroplast reicht meist bis zur Geißelansatzstelle. Das stäbchenförmige, ziemlich große Stigma befindet sich im vorderen Zelldrittel. Die Lage des Kernes ist nicht fixiert; er kann sowohl apikal als auch basal liegen. Senkrecht zur Geißelebene stehen im Vorderende der Zelle zwei kontraktile Vakuolen. Die anderen Organellen weisen keine gesetzmäßigen Lagebeziehungen zueinander auf. Es hat jedoch den Anschein, als ob das Pyrenoid vielfach in der Ebene der kontraktilen Vakuolen liegt.

Bei der Zellteilung entstehen in der Regel 4 Tochterzellen (seltener 8), die durch Aufreißen der Muttermembran frei werden. Der erste Teilungsschritt erfolgt als schräge Längsteilung. Die jungen Zellen erscheinen länglicher als die ausgewachsenen Individuen und tragen, zum Teil durch die Teilung bedingte Eindellungen der Zellgestalt. Diese Einbuchtungen verschwinden aber sehr bald, so daß bei teilungsfähigen Zellen stets die ellipsoidische Zellform vorhanden ist. Geschlechtliche Fortpflanzung konnte nicht beobachtet werden. Auch durch Wechsel der Ernährungsbedingungen ließ sie sich nicht auslösen. Untersuchungen am natürlichen Standort haben ebenfalls niemals Zygoten ergeben. Die vegetative Vermehrung ist also die vielleicht ausschließliche Fortpflanzungsart. Es ist

möglich, daß diese Art die Fähigkeit zu geschlechtlicher Vermehrung eingebüßt hat. Derartiges scheint mir bei der Gattung *Chlamydomonas* durchaus im Bereich des möglichen zu liegen.

Auf festen Substraten werden Palmellen gebildet, die in starke Schleimmassen eingebettet sind. Solche Palmellen sind auch in der Natur zu treffen. Hier habe ich sie namentlich im zeitigen Frühjahr beobachtet, wo zwischen Tages- und Nachtzeit oft beträchtliche Temperaturschwankungen zu verzeichnen waren. Sie überzogen dann als gallertige Massen faulende Stengel und Blätter am Rande eines kleinen temporären Tümpels. An diesen Stellen konnten die Palmellastadien über Nacht einfrieren und tauten dann am Tage wieder auf. Das vollständige Einfrieren verhinderte jedoch die die Zellen umgebende Schleimhülle. Zellen, die auf Agarkulturen gezogen wurden und daher ebenfalls im Palmellazustand lebten, widerstanden so Temperaturen von —4°. Weitere Temperaturerniedrigung brachte die Zellen dann allmählich zum Absterben.

Auch in Flüssigkeitskulturen kam es zur Palmellenbildung, namentlich in älteren Versuchslösungen, bei denen die Nährstoffe fehlten. Gewöhnlich werden aber in flüssigen Medien Akineten gebildet, die sich in diesem Zustand auch reichlich teilen. Akineten treten besonders in konzentrierten Nährlösungen auf.

Die Zellen sind 11—15 μ lang und 6—9 μ breit.

Die Kultur in verschiedenen Nährlösungen ergab das gleiche Bild, wie bei den übrigen untersuchten Arten. Ein bestimmter Einfluß einzelner Medien ist nicht festzustellen; vielmehr ist die Variationsbreite in allen angewandten Flüssigkeiten die gleiche. Die Lösungen unterscheiden sich lediglich in der Dauer der progressiven Phase. Wiederum ist diese bei der ARTARI-Lösung am kürzesten, am längsten in Volvoxlösung. Es können also die Ergebnisse an den Verhältnissen eines Nährmediums geschildert werden. Als Beispiel sei die KOLKWITZ-Lösung gewählt. Es fällt auf den ersten Blick die ziemlich starke Variabilität der Chloroplastenverhältnisse auf. Auch dies steht mit allen anderen Befunden in Einklang. Diese Modifizierbarkeit des Chloroplasten scheint in der Untergattung *Chlamydella* besonders groß zu sein. Es hängt dies sicher mit der Art seines Baues bei den hierher gehörigen Arten zusammen.

Das Basalstück des normalerweise topfförmigen Chloroplasten kann sehr verschieden stark ausgebildet sein. Während Verdickungen dieses Teils jedoch selten sind, läßt sich seine Verminderung ziemlich häufig beobachten. Dies führt dann im Extrem zum vollständigen Schwinden des Basalstücks und somit zur röhrenförmigen Ausbildung

des Chromatophors. Derartige Individuen sind gar nicht so selten in den einzelnen Nährlösungen zu finden; es sei aber nochmals betont, daß sie gleichmäßig in allen Medien vorkommen und auch nicht in einer der verwendeten Flüssigkeiten besonders stark auftreten. Werden einzelne Zellen mit röhrenförmigem Chloroplasten in frische Nährlösung überführt, so zeigen ihre Nachkommen in gleicher Weise röhrenförmige wie topfförmige Chromatophoren, ohne daß die prozentuale Zusammensetzung eine andere wäre, als in solchen Kulturen, deren Ausgangszelle einen topfförmigen Chloroplasten besaß.

Die Lage des Pyrenoids ist ebenfalls ziemlichen Schwankungen unterworfen. Meist liegt es zwar in der Zellmitte, kann jedoch apikal wie basal verschoben sein. Ausgesprochen basale Lage, so daß Verwechslungen mit der Untergattung *Euchlamydomonas* auftreten können, kommt nicht vor. Verdoppelungen des Pyrenoids sind recht

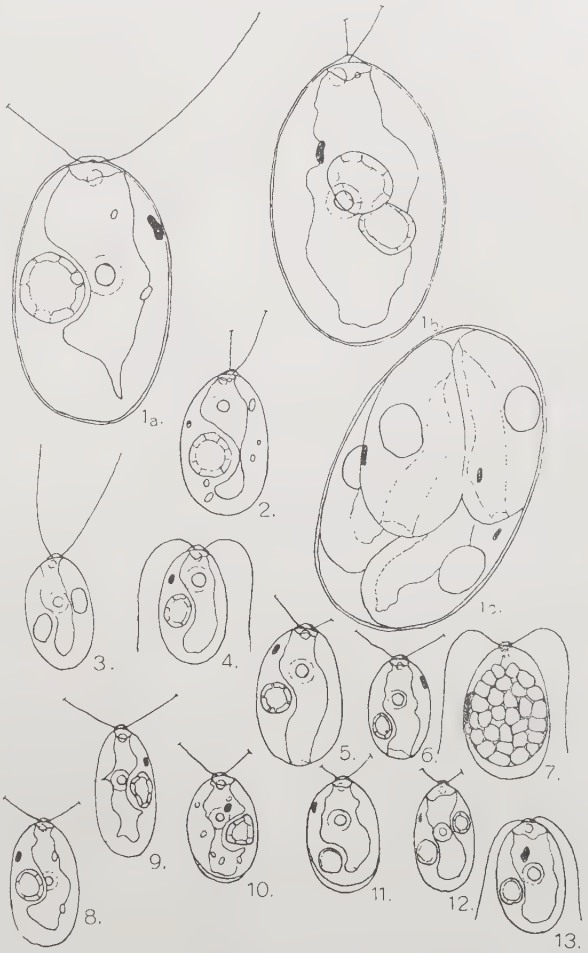


Abb. 32. *Chlamydomonas pseudogloeogama.* 1a—c Zellen aus Kolkwitzlösung. (3350×.) 2—4 aus Knoplösung. 5 Zelle aus Beneckelösung. 6, 7 Zellen aus Volvoxlösung. 8 Zelle aus Wettsteinlösung. 9 aus Uspenskilösung. 10 aus Albuminfaulwasser. 11 aus Volvoxlösung + 1 Proz. Glukose, 1 Proz. Saccharose und 1 Proz. Glykokoll. 12 aus Volvoxlösung p_H = 4,5. 13 p_H = 8,5. (1350×.)

selten. Die Pyrenoide pflegen dann einander schräg gegenüber zu liegen. Der Stärkeherd befindet sich in einer Verdickung des Chromatophors: diese kann unter Umständen so stark werden, daß sich die gegenüberliegenden Seitenwände berühren, so daß solche Individuen einen H-förmigen Chromatophoren zu besitzen scheinen.

Die Kernlage ist ziemlich variabel, ohne daß gesetzmäßige Beziehungen zu anderen Organellen festzustellen sind. Die Form des Augenflecks ist ebenfalls gewissen Schwankungen unterworfen; ebenso auch seine Lage. Beides ist jedoch ziemlich unbedeutend. Vollkommen konstant ist die Zahl der kontraktilen Vakuolen und ihre senkrechte Orientierung zur Geißelebene.

In alten Kulturen, d. h. nach Ablauf der progressiven Phase (in der KOLKWITZ-Lösung etwa nach 2 Wochen), finden sich häufig Individuen, die als ausgesprochen atypisch auszuschalten sind. Derartige Zellen sind mit Stärke vollgestopft und lassen Einzelheiten des Zellbaus nicht mehr erkennen; meist sind sie auch unbeweglich. Eine solche anomale Form zeigt Abb. 32, Fig. 7.

Die verschiedenen p_H-Werte haben auf die Variationsbreite ebenfalls keinen Einfluß. Unterschiedlich ist wiederum die Dauer der progressiven Phase. Das günstigste Wachstum zeigen die annähernd neutralen Lösungen. Die p_H-Spanne, in der die Algen in der Kultur gedeihen, ist ziemlich groß; sie reicht von $p_H = 4{,}5$ bis $p_H = 8{,}5$, wobei bemerkt sei, daß alkalische p_H-Stufen besser ertragen werden als saure. So zeigt die Art bei $p_H = 8{,}5$ noch gutes Wachstum (entsprechend etwa $p_H = 6{,}5$), während es bei $p_H = 4{,}5$ nur mäßig ist.

Die verwendeten anorganischen Nährlösungen verhielten sich in ihrer ernährungsphysiologischen Geeignetheit ziemlich gleich. Allgemein kann gesagt werden, daß die hohen Konzentrationen ungünstiger sind als die mittleren und niedrigen. Die untersuchten organischen Medien blieben gegenüber den anorganischen zurück; zu starken Zellvermehrungen kam es hier überhaupt nicht. Einzelne Zellen wuchsen vielfach gar nicht an. Das schlechteste Wachstum zeigten die Faulkulturen. Dies steht in guter Übereinstimmung mit dem natürlichen Vorkommen der Art. Das Wasser des Tümpels enthält wenig organische Stoffe; es ist detritusarm, klar und hat nur geringe Nährstoffmengen. Größere Detritusmengen gelangen nur durch gelegentliches Hochwasser der Havel hinein.

Die Versuche wurden mit einem Stamm durchgeführt, der aus einer Planktonprobe isoliert wurde, die ich einem Überschwemmungstümpel der Havel bei Quitzöbel (Kr. Westprignitz) im zeitigen Frühjahr entnommen habe.

10. *Chlamydomonas typhlos* nov. spec.

Die Art unterscheidet sich von den ihr nahestehenden Formen durch das „Fehlen" des Stigmas. Sie wurde aus dem großen Teich des Botanischen Gartens in Dahlem mit dem Netz gefischt und in anorganischer Nährlösung kultiviert. Das Wachstum war in allen verwendeten Medien gut. Der Schwärmzustand dauert jedoch nur kurze Zeit und die Alge geht bald in die *Gloeocystis*-Form über. Diese scheint der Hauptlebenszustand von *Chlamydomonas typhlos* zu sein, wenn von der Kultur auf die Freilandverhältnisse geschlossen werden darf.

Die Zellen sind ellipsoidisch, am Vorder- und Hinterende breit abgerundet. Die Zellhaut ist ziemlich dünn, eng anliegend und verdickt sich vorn zu einer kleinen, nicht scharf abgesetzten Papille von sehr stumpf-kegelförmiger Gestalt. Der Chromatophor ist im Prinzip topfförmig und läßt keine basale Verdickung erkennen. In einer Verstärkung des Chloroplasten liegt lateral das rundliche bis leicht polygonale Pyrenoid. Der Kern ist annähernd zentral in der Zelle gelegen; es ist ein Bläschenkern. Ein Stigma im eigentlichen Sinne, d. h. ein gefärbter Augenfleck, fehlt. Sicherlich ist jedoch ein Punkt in der Zelle vorhanden, der dem Stigma anderer Arten entspricht, da eine Stelle im Vorderende der Zelle im Dunkelfeld stärker sichtbar wird. Auch Pascher weist auf eine derartige Erscheinung schon bei anderen Arten hin. Ganz vereinzelt können Individuen beobachtet werden, die eine sehr schwer wahrnehmbare, schwach gelbliche Stelle am apikalen Zellende zeigen. Ob dies auf geringe Einlagerung von Carotin zurückzuführen ist, kann nicht entschieden werden.

Die Geißeln entspringen von zwei Basalkörnern. Es sind Peitschengeißeln, die ohne das Peitschenende etwa körperlang sind. Senkrecht zur Geißelebene liegen zwei kontraktile Vakuolen.

Die Zellen sind 11—15 μ lang und 6—9 μ breit.

Die Zellteilung erfolgt quer. Sie liefert in der Regel 4 Tochterzellen, die innerhalb der Muttermembran ihre Geißeln ausbilden und durch das Aufreißen der Zellhaut der Mutterzellen frei werden. Der Zellteilung voraus geht die Teilung der Pyrenoide. Geschlechtliche Fortpflanzung wurde nicht beobachtet. Bei Nahrungsmangel (?) werden Gloeocysten gebildet. Die Zellen dieser Art gehen sehr leicht in diesen Zustand über. Die Individuen haben dann ihre Geißeln abgeworfen, lassen aber sonst alle Einzelheiten des Baues erkennen. Sie teilen sich auch ziemlich lebhaft während dieser Phase. Allmählich tritt dann aber Stärkespeicherung ein. Die Zellen runden

sich mehr und mehr ab, die Papille verstreicht, und das Pyrenoid ist ebenfalls nicht mehr zu erkennen. Der Protoplast hebt sich basal und auch apikal ab. Dabei bleiben die beiden Basalkörner, obwohl die Geißeln nicht mehr vorhanden sind, durch einen Plasmastrang mit dem übrigen Zellinhalt verbunden. In konzentrierten Lösungen werden statt der Gloeocysten Akineten gebildet. Diese Akineten wachsen stark heran, teilen sich aber in konzentrierten Medien nur in geringem Maße. In niedrigere Konzentrationsstufen überführt, beginnen sie sich in verstärktem Tempo in 8—16 Tochterzellen zu teilen, die durch Aufreißen der Muttermembran frei werden.

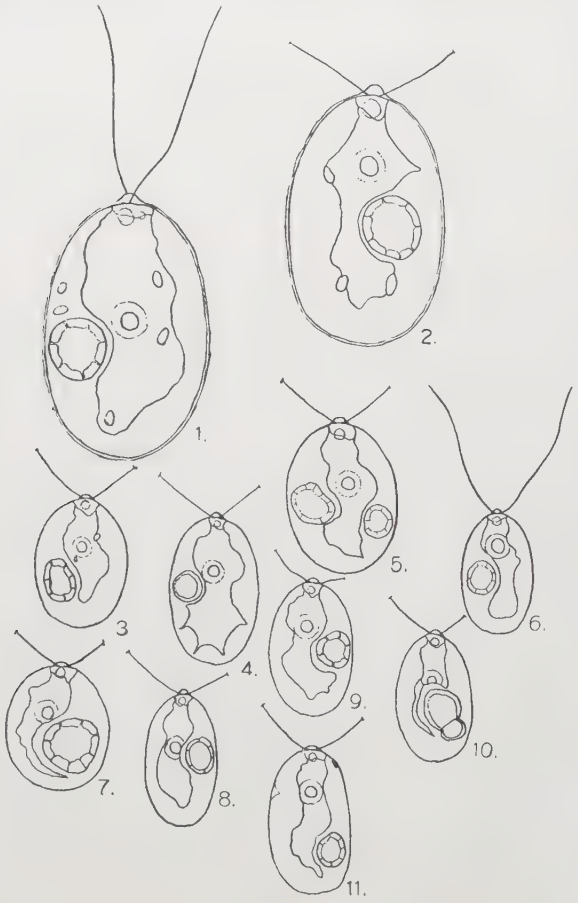


Abb. 33. *Chlamydomonas typhlos.* 1 Zelle aus Volvoxlösung. 2 aus Kolkwitzlösung. (3350 ×.) 3—5 Zellen aus Beneckelösung. 6 Zelle aus Knoplösung. 7 aus Volvoxlösung $p_H = 4{,}5$. 8 aus Artarilösung. 9 aus Uspenskilösung. 10 aus Wettsteinlösung. 11 aus Peptonfaulkultur (mit schwach angedeutetem Stigma). (1350 ×.)

Hinsichtlich ihres Einflusses auf die Ausbildung bestimmter Zelltypen und auf die Variationsbreite der Zellen verhielten sich alle Nährmedien gleich. Das Vorkommen irgendwelcher Modifikationen wurde in keiner Lösung beobachtet. Es seien hier die Verhältnisse der BENECKE-Lösung zur Darstellung gebracht.

Die Zellform unterliegt gewissen Veränderungen. Junge Zellen sind mehr walzlich-ellipsoidisch, oft auch leicht dorsiventral gebaut,

eine Erscheinung, die ihnen durch die Zellteilung aufgeprägt wird. Ältere Zellen werden mehr breit elliptisch bis fast kugelig. Alle diese Zellformen müssen als normal angesehen werden, da sie innerhalb der Typusvariabilität liegen. Die überwiegende Zahl der Zellen weist jedoch einen ausgesprochen ellipsoidischen Bau auf. Die Form der Papille ist verhältnismäßig konstant. Kleinere Abweichungen hinsichtlich der Größe kommen vor. Ähnliches gilt für die Lage des Kernes. Meist befindet er sich etwas vor der Zellmitte. Basale Verschiebung ist selten.

Sehr groß ist dagegen die Plastizität des Assimilationsapparates, namentlich was die Begrenzung gegen das innere Zellumen angeht. In der Regel ist der Chromatophor topfförmig; ausgesprochene Verdickung des Basalteiles kommt nicht vor. Sie kann vorgetäuscht werden durch weitgehende Verstärkung einer Seitenwand, die dann lokal den inneren Hohlraum sehr einengt. Erfolgt dieser Vorgang am basalen Zellende, so kommen Individuen zustande, die eine grundständige Pyrenoidlage nachahmen; bildet er sich in der Zellmitte aus, so kann der Eindruck eines H-förmigen Chromatophoren erweckt werden. Es sei aber betont, daß ich Verwachsungen der Seitenwände, wie dies bei anderen Arten der Untergattung *Chlamydella* der Fall war, nicht verzeichnen konnte. Bisweilen erscheint der Chloroplast in wenige Lappen zerteilt, die durch von innen nach außen verlaufende Einschnitte hervorgerufen werden. Solche Individuen sind jedoch nur äußerst selten zu beobachten.

Verdoppelung des Pyrenoids ist hauptsächlich bei alten Zellen wahrzunehmen. Die Stärkeherde liegen einander ganz schräg gegenüber. Sehr unterschiedlich ist die Größe der Pyrenoide in den einzelnen Zellen. Von welchen Faktoren sie bestimmt wird, ist nicht festzustellen. Die Konzentration der Salzmenge, der p_H-Wert, die Zusammensetzung der Nährlösung und die Teilungsfähigkeit der Zelle sind dabei jedenfalls auszuschalten. Auch in ruhenden Zellen, also beispielsweise im *Glococystis*-Stadium, ist die Größe der Pyrenoide sehr verschieden. Es ist wahrscheinlich, daß sie von inneren Faktoren bestimmt wird.

Vollkommen konstant ist die Zahl und die Lage der kontraktilen Vakuolen, sowie die Ausbildung der Geißeln als Peitschengeißeln.

Die Art ist gegenüber den verschiedenen p_H-Werten äußerst tolerant. Die Spanne der Wasserstoffionenkonzentration, innerhalb der gutes Wachstum möglich ist, ist sehr weit. Die Alge wächst bei $p_H = 4{,}5$ ebenso wie bei $p_H = 7{,}0$ oder $p_H = 8{,}5$. Es ist also die Wachstumsgrenze von *Chlamydomonas typhlos* mit den genannten Ex-

tremwerten noch nicht erreicht. Im Rahmen der Versuchsbedingungen (Konstanz der p_H-Werte in der Kultur über einen längeren Zeitraum) ließ sich eine höhere bzw. niedrigere WIK. nicht erzielen. Morphotische Einflüsse bestimmter p_H-Werte lassen sich nicht nachweisen. Die progressive Phase des Wachstums ist in den einzelnen Lösungen gleich. Sie ist jedoch durchweg geringer als in Volvoxmedien o h n e Zusatz der Pufferlösungen. Dies zeigt einerseits, daß für vergleichende Untersuchungen auch die neutrale Lösung mit Puffern gemischt werden muß, obwohl eine wesentliche Verschiebung des p_H-Wertes im Volvoxmedium auch ohne diese nicht erfolgt, andererseits, daß die Konzentration der Nährlösung eine ausschlaggebende Rolle für die Dauer der progressiven Phase spielt. Die Zellen lagern in den konzentrierten Medien auch früher Stärke ein als in den normalen.

Die Alge wächst besser in anorganischen Kulturflüssigkeiten als in solchen mit organischen Zusätzen. Ungünstig auf das Gedeihen wirken Faulkulturen. Sie erlauben zum Teil überhaupt keine Vermehrung, namentlich beim Ansetzen von Einzellkulturen. Dies zeigt deutlich, daß ebenso wie bei *Chlamydomonas pseudogloeogama* das ernährungsphysiologische Verhalten auch durch längere Kultur nicht modifizierbar ist. Die Art meidet auch im Freiland organisch verunreinigte Stellen.

11. ***Chlamydomonas concinna*** nov. spec.

Diese Art stammt aus einer Erdprobe des tropischen Afrika (Likomba, Kamerun). Obwohl der Boden infolge der Transportschwierigkeiten lange Zeit sehr trocken war, entwickelten sich aus ihm in reichem Maße Chlamydomonaden; besonders reichlich war *Chlamydomonas concinna* vorhanden. Sie wurde in Klonkulturen angesetzt und zeigte in anorganischen Nährlösungen sehr gutes Wachstum. Mit einer der bekannten Arten ist sie nicht identisch. Sie mag hier beschrieben werden:

Die Zellen sind ausgesprochen walzlich, basal und apikal breit abgerundet. Die dünne Membran liegt dem Protoplasten eng an und weist an ihrem Vorderende eine ziemlich scharf abgesetzte kegelförmige Papille auf, die von zwei feinen, nur in gefärbtem Zustand sichtbaren Geißelröhrchen durchbrochen wird. Der topfförmige Chromatophor ist nicht sehr stark ausgebildet. Er kleidet die Zelle gleichmäßig aus und läßt ein weites inneres Lumen frei. In einer seitlichen Verdickung des fast bis zur Geißelansatzstelle reichenden Chloroplasten liegt das rundliche, ziemlich kleine Pyrenoid,

das bei dieser Art meist in der Geißelebene orientiert ist. Im vorderen Drittel der Zelle befindet sich das stäbchenartige Stigma, bei dem die fast gesetzmäßige Beziehung zur Ebene der Flagellen auffällt. Die Geißeln sind etwa $^3/_4$-körperlang und stellen Peitschengeißeln dar. Die Schwimmbewegungen der Zellen sind verhältnismäßig langsam und taumelnd (eine Folge der Kürze der Geißeln?). Der Kern befindet sich in der Zellmitte; ausgesprochen basale oder apikale Verschiebung war dabei nicht zu verzeichnen. Im Vorderende der Zelle liegen die beiden stets senkrecht zur Geißelebene ausgerichteten kontraktilen Vakuolen.

Die Teilung der Zelle vollzieht sich als schräge Längsteilung mit folgender Querdrehung des Protoplasten. Es werden gewöhnlich 4 Tochterzellen gebildet, die innerhalb der Muttermembran beweglich werden und durch deren Aufreißen nach außen gelangen. Palmellen werden bei der Kultur auf festem Substrat gebildet. Akineten gelangten nicht zur Beobachtung. Die geschlechtliche Fortpflanzung ließ sich nicht auslösen und wurde auch in den Faulkulturen nicht wahrgenommen.

Die Größe der Zellen beträgt im Durchschnitt: Länge 18 μ; Breite 7 μ.

Da ich diese Art erst spät erhielt, mußten sich die Untersuchungen über einen kürzeren Zeitraum erstrecken (9 Monate).

Es besteht daher unter Umständen die Möglichkeit, daß dabei durch die Nährlösung bedingte Modifikationen noch nicht zum Ausdruck gelangen konnten. Dies ist jedoch nach meinen übrigen an *Chlamydomonas* erhaltenen Befunden unwahrscheinlich. Auffallend ist aber die verhältnismäßig große Konstanz aller morphologischen Merkmale in den verwendeten Nährlösungen.

Die Zellform zeigt bei älteren Zellen Abweichungen von der Grundgestalt. Das Verhältnis der Zellänge zur Zellbreite verschiebt sich bei diesen zugunsten der letzten (Verhältnis 2 : 1). Solche Individuen weisen eine fast ellipsoidische Gestalt auf. Junge Zellen sind dagegen oft sehr schmal walzlich (Verhältnis 3 : 1). Die Stärke der Membran zeigt in den einzelnen Kulturflüssigkeiten keine Unterschiede. Die Form der Papille läßt, unabhängig vom verwendeten Medium, Schwankungen erkennen. Sie beziehen sich namentlich auf die Höhe der Membranwarze. Dadurch gewinnt diese einmal ein spitzkegeliges, zum anderen ein stumpfkegeliges bis fast halbkugeliges Aussehen.

Überraschend konstant ist bei dieser Art die Gestalt des Chloroplasten. Es kommen nur geringe Abweichungen vor, die sich auf

seine Begrenzung gegen das innere Zellumen beziehen. Meist kleidet er mehr oder weniger gleichmäßig das Innere der Zellen aus, und lediglich die Stelle, in der das Pyrenoid eingebettet ist, zeigt eine geringe Verdickung, die jedoch nie so stark ist, daß die gegenüberliegende Seitenwand berührt wird. Nicht selten erfährt sogar die gegenständige Fläche des Chromatophoren eine Einbuchtung, in der dann der Kern zu liegen pflegt. Der Platz, den dieser innerhalb der Zelle einnimmt, ist damit für viele Fälle festgelegt; er kann aber ebenso auch oberhalb des Pyrenoids oder unterhalb desselben liegen. Eine bestimmte Abhängigkeit von der Lage des Pyrenoids in der Zelle besteht dabei nicht. Das Stigma befindet sich stets im vorderen Zelldrittel, seine Gestalt ist kaum modifizierbar. Keinerlei Variationen ist die Zahl und die Orientierung der kontraktilen Vakuolen unterworfen.

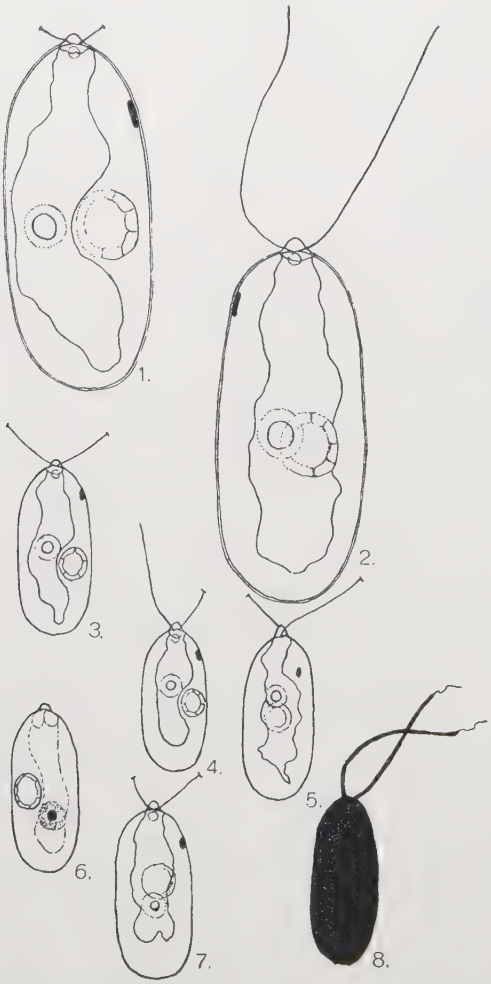


Abb. 34. *Chlamydomonas concinna.* 1, 2 Zellen aus Kolkwitzlösung. (2700 ×.) 3 Zelle aus Volvoxlösung. 4 aus Uspenskilösung. 5 aus Knoplösung. 6 aus Beneckelösung (gefärbt). 7 aus Albuminfaulwasser. 8 Peitschengeißeln. (1350 ×.)

Die Alge wächst gleich gut in anorganischen wie organischen Nährlösungen. Namentlich in den Faulkulturen erfolgt sehr starke Vermehrung; dabei ist es gleichgültig, ob von Pepton oder Albumin ausgegangen wird. Der Einfluß von Zucker-Salzlösungen konnte nicht untersucht werden, da die Art nicht bakterienfrei kultiviert wurde. Die Bak-

terien entwickeln sich in diesen Medien zu stark und schaffen dadurch für das Wachstum der Chlamydomonaden ungünstige Bedingungen.

Die Versuche über den Einfluß der verschiedenen p_H-Werte lassen keine sicheren Ergebnisse erkennen. Es kann nur gesagt werden, daß das beste Wachstum in annähernd neutralen Lösungen erfolgt. Auf die Variabilität haben die einzelnen p_H-Werte in keiner Weise einen Einfluß; weder rufen sie die Ausbildung bestimmter Modifikationen hervor, noch vergrößern sie die Variationsbreite.

12. *Chlamydomonas Peterfii* nom. nov.

Peterfi hat 1939 eine *Chlamydomonas*-Art beschrieben, die von ihm als *Chlamydomonas Pascheri* benannt ist. Sie steht der *Chl. media* Klebs var. *minor* Pascher sehr nahe. Dabei hat Peterfi augenscheinlich übersehen, daß bereits 1929 von Dangeard eine *Chl Pascheri* veröffentlicht worden ist. Die jüngere Art mag daher in *Chl. Peterfii* umbenannt werden.

Ich habe eine dieser ganz ähnliche Form in einer Faulkultur gefunden, die mit Schlamm aus einem Teich bei Legde (Westprignitz) angesetzt war. Geringe Abweichungen beziehen sich auf die Ausbildung des Chloroplasten und die Gestalt des Stigmas. Ferner hat Peterfi bei Kultur in verschiedenen Nährlösungen große Konstanz der Eigenschaften beobachtet, während die von mir gefundene Form, namentlich im Hinblick auf die Gestalt des Chromatophoren, ziemlich variabel ist. Diese geringen Merkmalsunterschiede scheinen mir aber für die Aufstellung einer neuen Art oder auch nur einer besonderen Varietät nicht ausreichend zu sein. Die Diagnose der Peterfischen Art wäre hauptsächlich in Hinsicht auf die angegebenen Maße etwas zu erweitern. Trotz der großen Ähnlichkeit mit *Chlamydomonas media* Klebs var. *minor* Pascher halte ich doch eine Identität mit dieser, wie sie Peterfi unter Umständen anzunehmen geneigt ist, für ausgeschlossen. Einmal fehlt der neuen Art stets die Papille, und andererseits weist auch die Zellgestalt, wie die Form des Chromatophoren, Unterschiede gegenüber der Pascherschen Varietät auf.

Die Zellen sind ellipsoidisch oder leicht eiförmig. Die Membran ist dünn, hyalin und liegt dem Protoplasten eng an; sie ist apikal nicht in eine Membranpapille verdickt. Die Geißeln sind etwa körperlang und weisen sich bei entsprechender Färbung als Peitschengeißeln aus. Sie nehmen ihren Ursprung von je einem Basalkorn, die sehr eng nebeneinanderliegen (0,5—1,5 μ). Der Chromatophor

ist topfförmig und hat eine dunkelgrüne Farbe. Der Basalteil des Chloroplasten kann verstärkt sein; die Seitenwände reichen weit nach vorn und lassen nur einen kleinen hyalinen Raum frei. Den ziemlich großen Protoplasmaraum, den der Chromatophor nach den Abbildungen PETERFIS freiläßt, habe ich in meinen Kulturen nur selten gesehen, meist war er wesentlich kleiner. Hier, im apikalen Zellende, liegen die beiden kontraktilen Vakuolen, die senkrecht zur Ebene der Geißeln orientiert sind. Durch von innen nach außen verlaufende Einschnitte kann der Chromatophor mannigfache Formen annehmen. In einer Verdickung trägt er, in der Regel lateral, meist im hinteren Zellende das Pyrenoid. Pyrenoidverdoppelungen kommen vor: Die Größe des Pyrenoids schwankt zwischen 2 und 4,5 μ. Der Kern liegt annähernd zentral in der Zelle. Teilweise ist er basal oder apikal verschoben. Das Stigma ist oval, elliptisch oder von unregelmäßiger Gestalt und befindet sich im vorderen Zelldrittel.

Die ungeschlechtliche Vermehrung erfolgt durch Bildung von 2 oder 4, seltener 8 Tochterzellen, die durch Querteilung des Protoplasten entstehen. Unter ungünstigen Bedingungen, sowie auf festem Substrat, geht die Alge in den *Gloeocystis*-Zustand über, der sich in diesem Fall durch sehr starke Schleimproduktion auszeichnet. Die Agarkulturen sind tief dunkelgrün und sehen durch die sie umgebenden Schleimmassen glänzend aus. Die *Gloeocystis*-Form bildet auf dem Untergrund 1—2 mm hohe Lager. Auch in Flüssigkeitskulturen werden Gloeocysten ausgebildet. Sie treten in älteren Kulturen auf, augenscheinlich bedingt durch die Anhäufung der Stoffwechselprodukte in diesen. Daß Nährstoffmangel nicht die Ursache der Gloeocystenbildung sein kann, geht daraus hervor, daß in doppelt normalen Lösungen diese Erscheinung ungefähr nach der gleichen Zeitspanne auftritt, wie in den verdünnten Medien. Neben den *Gloeocystis*-Stadien sind auch Akineten vorhanden. Beide Ruhestadien können innerhalb einer Kultur vorkommen. Welche Faktoren die Bildung verursachen, ist ungewiß. Der Durchmesser der Akineten beträgt 15 μ. Die geschlechtliche Fortpflanzung ist nicht beobachtet worden.

Die Länge der Zellen beträgt 10—15 μ, ihre Breite 5—10,5 μ.

PETERFI weist auf die Beständigkeit seiner Art in verschiedenen Nährlösungen hin. Ein unterschiedliches Verhalten der Form in den einzelnen angewandten Medien habe ich ebenfalls nicht beobachten können. Jedoch ist die Variabilität von *Chlamydomonas Peterfii* innerhalb einer Kulturflüssigkeit größer, als es nach PETERFIS Angaben den Anschein haben könnte. Wenn auch die Gestalt der Zelle

kaum Abweichungen vom „Typus“ zeigt, so ändert doch die Form des Assimilationsapparates und dementsprechend die Lage des Pyrenoids ziemlich stark ab. Die Verdickung des Chromatophoren, die das Pyrenoid trägt, ist an sich schon basal verschoben. Es ist nur ein geringer gradueller Unterschied nötig, um hieraus, verbunden durch ganz allmähliche Übergänge, vollkommen basale Lage des Pyrenoids werden zu lassen, wie sie z. B. die Abb. 35, Fig. 10 und 15 darstellen. Allerdings sind, und dies sei scharf betont, derartige Individuen so selten, daß sie gegenüber der Norm nicht ins Gewicht fallen. Sie können in allen Nährlösungen auftreten, werden aber in keiner der verwendeten Kulturflüssigkeiten ausschließlich oder auch nur vorwiegend gebildet. Stets handelt es sich dabei um Einzelerscheinungen. Ich möchte sie aber in die Typusvariabilität mit einbeziehen, da die Zellen im übrigen durchaus keinen degenerierten Eindruck machen. Die Abb. 35, Fig. 8 und 12 zeigen Übergänge vom nor-

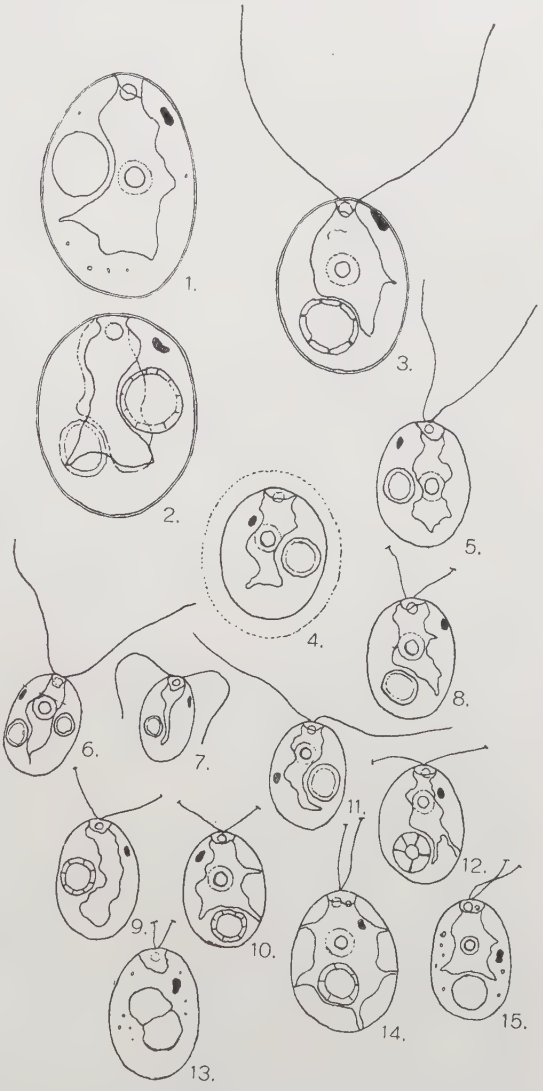


Abb. 35. *Chlamydomonas Peterfii.* 1—3 Zellen aus Volvoxlösung. (2000×.) 4 *Gloeocystis*-Stadium aus Volvoxlösung. 5—7 aus Wettsteinlösung. 8—10 aus Beneckelösung. 11, 12 aus Artarilösung. 13—15 aus Knoplösung. (1350×.)

malen Bau des Chromatophoren, wie sie die Abbildung des Typus veranschaulicht, zur basalen Gestalt. Die Ausbildung des inneren Zellumens ist desgleichen sehr mannigfaltig. Durch Einschnitte erscheint der Chloroplast bisweilen gelappt oder sehr unregelmäßig zerteilt. Diese Einschnitte können, von innen beginnend, bis zur Membran durchlaufen, so daß der Chromatophor, von der Oberfläche betrachtet, aus mehreren Teilen besteht (Abb. 35, Fig. 14).

Bei Verdoppelung der Pyrenoide liegen diese einander schräg gegenüber (Abb. 35, Fig. 2 und 6). Ausbildungen, wie sie z. B. bei *Chlamydomonas platyrhyncha* zu sehen sind, kommen niemals vor. Die Form des Stigmas ist nicht fixiert; neben der elliptischen und eiförmigen Gestalt finden sich kommaförmige, stäbchenförmige oder auch ganz unregelmäßige Augenflecke. Ziemlich konstant ist die Kernlage. Unveränderlich ist die Zahl der kontraktilen Vakuolen und ihre Ausrichtung zur Geißelebene.

In Faulkulturen war die Art nicht zur Vermehrung zu bringen. Die Zellen umgaben sich bald mit Gallerte und hafteten am Meniskus an der Wand des ERLENMEYER-Kölbchens. Teilungen der Zellen waren kaum wahrzunehmen. Die Kultur in Zucker-Salzlösung zeigte, gegenüber der in rein anorganischen Flüssigkeiten, keine Vorteile. Wesentlich war bei den anorganischen Medien der Zusatz von Erdabkochungen; auch Torfabkochung hatte hier einen günstigen Einfluß.

Bei verschiedener WIK. kultiviert, zeigte die Alge kaum eine Begrenzung des Wachstums, auch nicht bei den extremen Werten (4,5 bzw. 8,5). Die Bevorzugung der sauren Reaktion der Kulturflüssigkeit ist unverkennbar. Bei $p_H = 5{,}0$ ist die Vermehrung im Durchschnitt ebensogut wie bei den annähernd neutralen Werten. Den günstigsten Einfluß hat eine WIK. von etwa $10^{-6{,}2}$. Dies steht in guter Übereinstimmung sowohl mit den Standortverhältnissen, unter denen ich die Alge im Freiland beobachtet habe, als auch mit ihrem sonstigen Kulturverhalten. Das gute Wachstum in WETTSTEIN-Lösung, die etwa einen p_H-Wert von 6,0 besitzt, und der stimulierende Einfluß der Torfabkochung deuten in die gleiche Richtung.

13. ***Chlamydomonas parvula*** nov. spec.

Chlamydomonas parvula wurde in verschiedenen Erdproben aus Agram gefunden. Sie kam im Ackerboden bis zu einer Tiefe von 20 cm vor. In den mit diesen Bodenproben angesetzten Faulkulturen trat sie sehr häufig auf. Ihre Begleiter waren in der Hauptsache zwei verschiedene *Polytoma*-Arten. Mit einer der bekannten *Chlamydo-*

monas-Arten ist sie nicht identisch. Sie dürfte in die Nähe von *Chl. Kniepii* Moewus gehören, von der sie sich durch die Größe und die Zellgestalt unterscheidet. Die neue Art habe ich übrigens auch in anderen Bodenproben häufig gefunden. Die Einreihung der *Chlamydomonas parvula* ist infolge der ziemlich schwankenden Chloroplastenausbildung schwierig. Ich möchte sie der Untergattung *Chlamydella*, Gruppe *Monopleura*, zuteilen. Ihre Zugehörigkeit zur Untergattung *Chlamydella* ist nicht zweifelhaft. Die Zuteilung zur Gruppe *Monopleura* ist wegen des meist topfförmigen Chromatophoren erfolgt.

Die Zellen sind sehr gestreckt ellipsoidisch bis fast walzlich, beiderseits breit abgerundet und von einer dünnen, eng anliegenden Membran umgeben, die sich nicht am Vorderende der Zelle verdickt. Die Zellgestalt ist ganz leicht dorsiventral. Eine Membranpapille fehlt. Die körperlangen oder etwas kürzeren Geißeln entspringen von 2 Basalkörnern, die sehr nahe beieinander liegen.

Die Geißeln sind Peitschengeißeln. Der Chromatophor ist im Prinzip topfförmig und wird basal nicht verdickt. Es fehlt im Gegenteil häufig das Basalstück, so daß der Chloroplast dann röhrenförmige Gestalt annimmt und das hintere Zellende hyalin wird. Die Wandteile des Chromatophoren reichen gewöhnlich nicht sehr weit nach vorn, sondern lassen apikal einen Protoplasmaraum frei, in dem sich die beiden senkrecht zur Geißelebene stehenden Pulsulen befinden. In einer seitlichen Verdickung des Chromatophoren liegt das rundliche Pyrenoid. Es befindet sich in der Mehrzahl der Fälle, wenn auch nicht streng gesetzmäßig, in der Geißelebene etwa in halber Zellhöhe. Die Teilung des Pyrenoids vollzieht sich als einfache Durchschnürung. Das Stigma ist strichförmig und nimmt die gleiche Orientierung ein wie das Pyrenoid; es findet sich im vorderen Zelldrittel. Der Kern liegt im unteren Drittel des Zellkörpers bisweilen so weit basal verschoben, daß er im hyalinen Zellende erscheint. Zentrale oder gar apikale Verschiebung des Kernes ist selten.

Die ungeschlechtliche Vermehrung ist eine schräge Längsteilung und ergibt 2—8 Tochterzellen, die innerhalb der Muttermembran beweglich werden und durch deren Aufreißen ins Freie gelangen. Geschlechtliche Fortpflanzung habe ich weder in den Kulturen noch am Freilandmaterial sehen können. Auf festem Substrat werden Gloeocysten ausgebildet, ebenso auch in älteren Flüssigkeitskulturen. Auf Agar erscheinen diese Gloeocysten als gelblich-grüne, glänzende Lager von geringer Höhe (Bruchteile eines Millimeters). Akineten werden nicht gebildet.

Die Länge der Zellen beträgt 8—10 μ, die Breite wurde mit 4—6 μ gemessen.

Da die Alge erst ziemlich spät in meinen Besitz gelangte (August 1938), wurde sie nur 10 Monate in Kultur gehalten. Ich glaube, daß auch eine etwa vorliegende Dauermodifikation in dieser Zeit abgeklungen wäre. Der Zeitraum entspricht 14 Passagen. Die einzelnen Eigenschaften dieser *Chlamydomonas*-Art sind verhältnismäßig beständig, abgesehen vielleicht von der Form des Chromatophoren. Die Zellgestalt zeigt nur geringe Abweichungen vom ellipsoidisch-walzlichen Bau. Die Varianten sind durch ausgesprochen dorsiventralen oder gekrümmten Bau gekennzeichnet. Dieser hat seinen Ursprung in der Zellteilung, bei der er den einzelnen Individuen aufgeprägt werden kann. In der Regel verwachsen sich solche „Mißbildungen", und die erwachsenen Zellen erscheinen normal. Bisweilen bleiben sie erhalten und verursachen dann die Krümmungen auch der ausgewachsenen Individuen (Abb. 36, Fig. 4). Derartige Formen lassen sich leicht als atypisch erkennen und können in die Typusvariabilität nicht mit einbezogen werden. Die Ausbildung der Membran ist unveränderlich; allerdings glaubte ich vereinzelt eine ganz feine, völlig vermittelte Membranpapille wahrnehmen zu können.

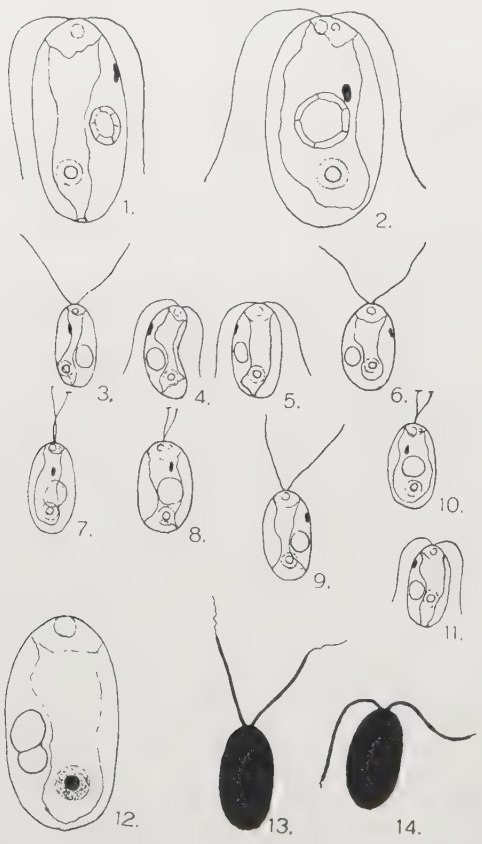


Abb. 36. *Chlamydomonas parvula.* 1, 2 Zellen aus Peptonfaulwasser. 3, 4 aus Volvoxlösung. 5,6 aus Volvoxlösung + 1 Proz. Glukose und 1 Proz. Glykokoll. 7 Zelle aus Kolkwitzlösung. 8 aus Artarilösung. 9 aus Volvoxlösung $p_H = 6{,}0$. 10 $p_H = 8{,}5$. 11 aus Knoplösung + Erdabkochung. 12 aus Uspenskilösung (gefärbt). 13, 14 Peitschengeißeln. (1, 2, 12 = 3350, sonst 1350 ×.)

Jedoch war darüber mit der mir zur Verfügung stehenden stärksten Vergrößerung (2000fach) keine Klarheit zu gewinnen. Es handelt sich möglicherweise um eine Täuschung. Große Variationsbreite weist die Gestalt des Chromatophoren auf. Wie bereits gesagt, kann er topf- und röhrenförmig entwickelt sein. Zwischen dem typisch topfförmigen Chromatophor, der die Zellwand fast gleichmäßig auskleidet und auch weit nach vorn reicht (Abb. 36, Fig. 7 und 10), und dem ausgesprochen röhrenförmigen Chloroplasten, der sowohl am Hinterende als auch am Vorderende der Zelle einen großen hyalinen Raum freiläßt (Abb. 36, Fig. 8 und 9), gibt es alle Zwischenstufen. Die Abbildungen veranschaulichen dies; es sei auf sie verwiesen.

Bei dieser Art ließ sich eine gewisse Abhängigkeit des Chloroplastenbaues von der verwendeten Nährlösung feststellen. Die quantitative Ausbildung des Chromatophoren ist durch die Art der Ernährung zu beeinflussen. In Faulkulturen, die eine entsprechend gute Nahrungsquelle für *Chlamydomonas parvula* bilden, ist der Assimilationsapparat sehr kräftig ausgebildet; das innere Zellumen ist entsprechend kleiner. Der Chromatophor reicht auch weit nach vorn, fast bis zur Geißelbasis und zeigt ein etwas freudigeres Grün, als der anorganisch ernährter Zellen. Jedoch ist dieser Farbunterschied äußerst gering und daher schwer feststellbar. Die Verhältnisse der Zucker-Salzlösungen ergaben kein klares Bild. Sie haben nicht den Einfluß auf die Gestalt des Chromatophoren wie die Faulflüssigkeiten; er scheint aber auch in diesen kräftiger entwickelt zu werden als in rein anorganischen Medien. Die Zucker-Salzlösungen stehen demnach in der Mitte zwischen der Faulkultur und den anorganischen Flüssigkeiten. In den anorganischen Medien entsprechen die Verhältnisse den zu Anfang geschilderten. Hierin verhalten sich alle Lösungen gleich, ohne Rücksicht auf ihre chemische Zusammensetzung und ihren p_H-Wert. Allerdings ist die progressive Phase in den einzelnen Stammlösungen verschieden lang. Sehr ungünstig wirkt dabei die Artari-Lösung, in der die Zellen schon nach etwa einer Woche in den *Gloeocystis*-Zustand übergehen. Lange beweglich bleiben sie in Volvoxlösung, sowie in allen anderen mit Erdabkochungen versetzten Medien. Die Erdabkochung hat hier sicher einen stimulierenden Einfluß. Das Pyrenoid liegt meist zentral, basale oder apikale Verschiebung sind selten; auf seine Beziehungen zur Geißelebene wurde schon in der Diagnose hingewiesen. Pyrenoidvermehrung konnte nur an den in Teilung begriffenen Zellen wahrgenommen werden. Der Augenfleck befindet sich stets im vorderen Zelldrittel. Ausgesprochen basale Lage kommt nicht vor.

Seine Form ist in der Regel strichförmig. Mitunter besitzt er leicht gekrümmte, manchmal auch elliptische oder ovale Gestalt. Auf die Möglichkeiten der Kernlage ist in der Beschreibung der Art hingewiesen worden. Unveränderlich ist die Zahl und die Orientierung der Pulsulen, ebenso die Ausbildung der Peitschenenden an den Geißeln. Daß die Individuen innerhalb eines Präparates sehr verschieden lange Peitschenenden aufweisen, ist nicht eine natürliche Gegebenheit, sondern allein auf die Methode der Fixierung zurückzuführen. Die Enden der Geißeln reißen bei der Trockenfixierung sehr leicht ab. Hinzu mag allerdings kommen, daß in sehr konzentriertem Material, wo die Algen sich bei ihren Schwimmbewegungen gegenseitig behindern und ihre Geißeln häufig miteinander verschlingen, Teile der Peitschenenden abgerissen werden.

Chlamydomonas parvula bildet in ihrer Ernährungsphysiologie einen Übergang zwischen rein mixotrophen Arten, wie *Chl. mundana*, und rein autotrophen, wie *Chl. penium* (letzte wuchs in Faulkulturen niemals an, in der Natur findet sie sich in reinen Teichen, Tümpeln usw.), wobei sie sich mehr *Chl. mundana* nähert. Die Spanne der WIK., innerhalb der die Alge in der Kultur gedeiht, liegt zwischen $p_H = 5{,}5$ und $p_H = 8{,}5$. Sie ist geringer als bei vielen anderen *Chlamydomonas*-Arten. Die günstigste Reaktion ist die neutrale oder leicht alkalische. Im Freiland wurde sie bei $p_H = 7{,}3$ gefunden. Jedoch dürfte diesem Wert nur geringe Bedeutung beizumessen sein, da er an lufttrockenem Boden ermittelt wurde, der einen längeren Transport hinter sich hatte.

14. ***Chlamydomonas sestinensis*** nov. spec.

In Faulkulturen, die mit Erde von einem Acker des Dorfes Sestine bei Agram angesetzt waren, trat diese Art in großer Zahl auf. Ihr Vorkommen im Boden ist auf die oberen Schichten beschränkt. In einer Tiefe von 20 cm ist sie nicht mehr anzutreffen. *Chlamydomonas sestinensis* steht *Chl. media* KLEBS var. *minor* PASCHER nahe, unterscheidet sich aber von dieser doch sehr deutlich durch eine Anzahl von Eigenschaften. Die neue Art gehört zu den Formen, die normal mehrere Stigmen aufweisen. Ich wage nicht zu entscheiden, ob es sich hierbei tatsächlich um eine gute Art handelt; möglicherweise ist sie nur als eine Varietät einer monostigmen *Chlamydomonas* aufzufassen. In dieser Meinung bestärkt mich die Tatsache, daß innerhalb eines Untersuchungsgemisches eine ganze Anzahl von Zellen, auch von teilungsfähigen, nur einen Augenfleck ausgebildet haben. Die Mehrzahl der Individuen besitzt allerdings

zwei Stigmen. Sie kann aber vorläufig keiner der beschriebenen Arten angeschlossen werden und ich führe sie daher zunächst als eigene Art auf. Bei den übrigen pluristigmen Formen, die bis jetzt bekannt sind, hat es sich immer nur um Varietäten einer anderen Art gehandelt. Daß jedoch durch die Kultur Formen mit mehreren Augenflecken hervorgerufen werden können, wie dies Pascher für *Chlamydomonas Snowiae* var. *pluristigma* (= *Chl. pluristigma* Bristol) vermutet, halte ich für unwahrscheinlich. Sowohl *Chl. sestinensis* als auch die pluristigme Form von *Chl. Debaryana* besaßen von Anfang an, also bei ihrem Auftreten in der Faulkultur, mehrere Stigmen. Wenn demnach die pluristigmen Formen eine Modifikation darstellen, so müßte sie durch die Standortsverhältnisse hervorgerufen sein. Solche Standortsmodifikationen würden sich aber, unter andere Bedingungen versetzt, abwandeln. Ich halte es daher für wahrscheinlicher, daß das Auftreten mehrerer Augenflecke auf innere erbliche Faktoren zurückzuführen ist.

Im folgenden sei die Beschreibung der Art gegeben:

Die Zellen sind ellipsoidisch-eiförmig, zuweilen ganz leicht dorsiventral. Die Membran ist sehr dünn und liegt dem Protoplasten eng an. Am apikalen Zellende wird sie in eine kleine, scharf abgesetzte Papille verdickt, die spitzkegelförmige Gestalt hat. Die etwa körperlangen Geißeln treten zu beiden Seiten der Papille aus. Es sind, wie bei allen übrigen untersuchten *Chlamydomonas*-Arten, Peitschengeißeln. Sie zeigen im Ruhezustand meist eine charakteristische Haltung: sie werden gerade ausgestreckt und sind schräg nach rückwärts gerichtet (Abb. 37, Fig. 1, 2 usw.) Der dunkelgrüne Chromatophor ist im Prinzip topfförmig. Basal ist er nicht verdickt, sondern füllt gleichmäßig das Zellinnere aus. Häufig fehlt der Basalteil vollständig, so daß der Chloroplast eine Röhre darstellt. Die Wandteile reichen ziemlich weit nach vorn, lassen aber am Vorderende der Zelle einen hyalinen Raum frei, in dem sich die beiden senkrecht zur Geißelebene stehenden kontraktilen Vakuolen befinden. In einer Verdickung des Wandteiles liegt lateral ein ziemlich großes kugeliges Pyrenoid, das gesetzmäßige Beziehungen zu anderen Organellen nicht erkennen läßt. Meist ist sein Sitz etwa äquatorial im Zellkörper. Nicht selten tritt Pyrenoidvermehrung innerhalb der Zellen ein, ohne daß sich diese zur Teilung anschicken. Es können zwei oder mehr Pyrenoide gebildet werden. Bei Vorhandensein von zwei Pyrenoiden liegen sich diese in der Regel schräg gegenüber, bei mehreren sind sie unregelmäßig im Chromatophoren verteilt, wobei dann auch eine apikale oder basale Lage der

Stärkeherde vorkommen kann. Die Teilung der Pyrenoide vollzieht sich als einfache Durchschnürung. Wie schon gesagt, besitzen die Individuen meist zwei, mitunter aber auch mehr Stigmen. Junge Zellen weisen vielfach nur ein Stigma auf. Gewöhnlich ist zwar einer der Augenflecke etwas größer als die übrigen, konstante Größenunterschiede, wie z. B. bei der pluristigmen *Debaryana*-Form, bestehen aber nicht; es können auch beide Augenflecke gleich groß sein. Man kann also kaum von Haupt- oder Nebenstigma sprechen, obwohl das eine aus dem anderen hervorgeht, indem es durch Abtrennung eines Teiles des Augenfleckes entsteht (Abbild. 37, Fig. 4). Während der eine Augenfleck im vorderen Zelldrittel liegt, wandert der andere, meist der abgesprengte Teil, zum basalen Zellende. Die Gestalt der Stigmen ist sehr unregelmäßig, zuweilen strichförmig oder auch mehr ellipsoidisch, dann wieder hakenförmig oder rundlich. Der Kern befindet sich in der unteren Zellhälfte. Zentrale und apikale Verlagerung ist nicht selten zu beobachten.

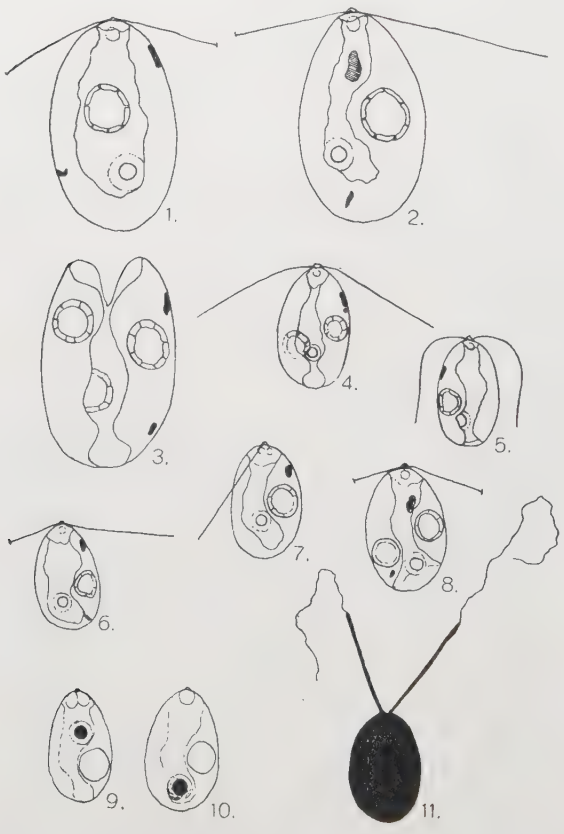


Abb. 37. *Chlamydomonas sestinensis*. 1, 2 Zellen aus Peptonfaulwasser. 3 Chromatophor einer Zelle aus Peptonfaulwasser. (2700×.) 4 Zelle aus Kolkwitzlösung. 5, 6 Zellen aus Volvoxlösung. 7 Zelle aus Uspenskilösung. 8 aus Knoplösung. 9, 10 Zellen aus Peptonfaulwasser (gefärbt). 11 Peitschengeißeln. (1350×.)

Die ungeschlechtliche Vermehrung erfolgt durch Bildung von 2—8 Tochterzellen, die durch Längsteilung entstehen. Sie begeißeln

sich innerhalb der Mutterzelle und gelangen durch das Zerreißen der Membran nach außen. Auf Agar kultiviert, bildet die Art *Gloeocystis* ähnliche Zustände aus. Akineten wurden nicht beobachtet. Die geschlechtliche Fortpflanzung ließ sich durch keine Einwirkung äußerer Faktoren auslösen. Auch in den Faulkulturen konnte sie nicht wahrgenommen werden.

Die Individuen sind 10—13 μ lang und 6—8 μ breit. Die Art gehört zur Untergattung *Chlamydella* und hier zur Gruppe *Monopleura*.

In den verschiedenen Stammlösungen kultiviert, zeigt die Art eine beträchtliche Beständigkeit ihrer Charaktere. Die einzelnen Nährmedien zeigen keinerlei spezifische Einflüsse auf die Variabilität der Art oder auf die Ausbildung besonderer Modifikationen. Organische und anorganische Lösungen verhalten sich vollkommen gleich. Zu berücksichtigen bleibt bei den Untersuchungen lediglich die verschiedene Zeitdauer der progressiven Phase, die am kürzesten wiederum in Artari-Lösung ist; am längsten währt sie in der Faulkultur. Für die Darstellung der Variationsbreite wurden die Verhältnisse, wie sie die Peptonfaulkultur bietet, zugrunde gelegt. Die Zellgestalt erwies sich als weitgehend konstant. Kugelige oder breit ellipsoidische Zellen wurden nicht beobachtet. Auch die Dorsiventralität ist immer nur leicht angedeutet, niemals aber ausgeprägt. Die Ausbildung der Membran und der Papille sind weitgehend unveränderlich. Die Papille schwankt lediglich etwas in ihrer Größe, ohne jedoch von ihrer Gestalt Abweichungen zu zeigen. Konstant ist Lage und Anzahl der kontraktilen Vakuolen, sowie das Vorhandensein der Peitschenenden an den Geißeln. Auffallend an diesen Peitschenenden ist ihre ungewöhnliche Länge, die die des „Peitschenstieles“ um das Mehrfache übertreffen kann. Diese Erscheinung hat Fischer (1894) auch an anderen Chlamydomonaden festgestellt. Ich konnte aber sonst nur kurze Peitschenenden bei *Chlamydomonas*-Arten bemerken. Es ist aber wahrscheinlich, daß dies auf die Fixierungsmethode zurückzuführen ist. Die Kernlage ist nicht fixiert. Meist befindet sich der Kern zwar im hinteren Zelldrittel, aber zentrale und auch apikale Lage sind keineswegs selten. Größere Variationen zeigt die Form des Chloroplasten. Es kommen topfförmige Chromatophoren neben röhrenförmigen vor, ohne daß ein bestimmter Faktor für eine Art der Ausbildung verantwortlich gemacht werden könnte. Die topfförmigen Chloroplasten überwiegen jedoch innerhalb eines Individuengemisches. Zwischen beiden Extremen finden sich alle Übergänge. Der Raum, der vom Chromatophoren apikal bzw. apikal und basal freigelassen wird, ist desgleichen sehr

unterschiedlich. Auf die Variabilität der Stigmengestalt und der Anzahl der Stigmen wurde schon in der Diagnose hingewiesen. Ebenso auf die Pyrenoidverhältnisse. Es erübrigt sich daher auf diese einzugehen. Im übrigen sei auf die Zeichnungen verwiesen.

Das ökologische Verhalten der Art wird durch ihr gutes Wachstum sowohl in organischen wie in rein anorganischen Lösungen gekennzeichnet. Sie vermehrt sich in beiden ausgezeichnet. Durch Zugabe von Erdabkochungen zu den anorganischen Medien kann die Vermehrung noch gesteigert werden. Die Teilungsintensität ist z. B. in KOLKWITZ-Lösung mit Erdabkochung größer als die der übrigen von mir untersuchten *Chlamydomonas*-Arten. Saure Reaktion der Kulturflüssigkeit wird schlecht ertragen. Die Spanne der WIK., innerhalb der die Alge gedeiht, ist verhältnismäßig gering und liegt zwischen $p_H = 6{,}0$ und $p_H = 8{,}5$. In der Natur dürfte sie noch enger sein. Sie schließt sich damit der *Chlamydomonas parvula* an, mit der sie ja auch den gleichen Standort in der Natur teilt.

15. *Chlamydomonas proboscigera* KORSCHIKOFF.

Diese Art hat PASCHER nach Angaben von KORSCHIKOFF beschrieben. Die Art ist ziemlich gut durch das stark verdickte Basalstück gekennzeichnet. Zu *Chlamydomonas conferta* KORSCH. scheinen sehr enge Beziehungen zu bestehen. Nach den gegebenen Beschreibungen ist der wesentliche Unterschied das verschiedene geschlechtliche Verhalten beider Arten. Die morphologischen Verschiedenheiten sind gering, sie lassen jedoch meines Erachtens eine Trennung beider Formen, auch ohne Kenntnis des Geschlechtsprozesses, rechtfertigen. *Chlamydomonas proboscigera* ist bislang nur aus Charkow bekannt. Sie wurde von mir in einer aus Rovigno stammenden Erdprobe, die als Faulkultur angesetzt war, gefunden; sie gedieh, in anorganische Nährlösungen überführt, sehr gut.

Die morphologische Ausbildung meiner Form weicht von der des Typus in geringem Maße ab, ohne daß aber die Aufstellung einer besonderen Varietät gerechtfertigt wäre, zumal Individuen, die *Chl. proboscigera* entsprechen, häufig sind. Unter Einbeziehung der aus Rovigno stammenden Form stellt sich die Diagnose folgendermaßen dar:

Zellen zumeist kugelig, in der Jugend kurz ellipsoidisch oder leicht eiförmig. Die Membran ist zart und liegt dem Protoplasten eng an. Sie verdickt sich vorn zu einer breiten, nicht scharf abgesetzten niedrigen Papille, die, perspektivisch gesehen, ein Prisma darstellt. Die Geißeln sind etwa körperlang und lassen Peitschen-

enden erkennen. Der topfförmige Chromatophor reicht vorn fast ganz bis zur Papille; er ist basal ungemein verdickt und geht gewöhnlich bis zur Zellmitte. Die Ausbildung des Wandstückes schwankt; es kann gleichmäßig dick oder nach vorn verschmälert sein. Die basale Verdickung grenzt meist geradlinig an das innere Zellumen an. Sie trägt ein rundliches großes Pyrenoid. Das große, elliptische Stigma ist etwas über der Mitte der Zelle gelegen. Die Lage des Kernes, in bezug auf die ganze Zelle, wird durch die Größe des inneren Lumens bestimmt, in dem er zentral zu liegen pflegt. Im vorderen Zellende befinden sich die beiden kontraktilen Vakuolen, die senkrecht zur Geißelebene gerichtet sind.

Die Länge der Zellen beträgt 13—18 μ, ihre Breite 9—16 μ.

Die Teilung erfolgt längs und führt zu 2—4 Tochterzellen, die ihre Geißeln innerhalb der Muttermembran bilden, durch deren lokales Verschleimen sie frei werden. Auf festem Substrat werden Gloeocysten gebildet. Geschlechtliche Fortpflanzung habe ich nicht gesehen; sie ließ sich auch weder durch Nahrungsmangel noch durch reichliche Ernährung hervorrufen; auch Temperatur- und Belichtungsänderungen hatten keinen Erfolg.

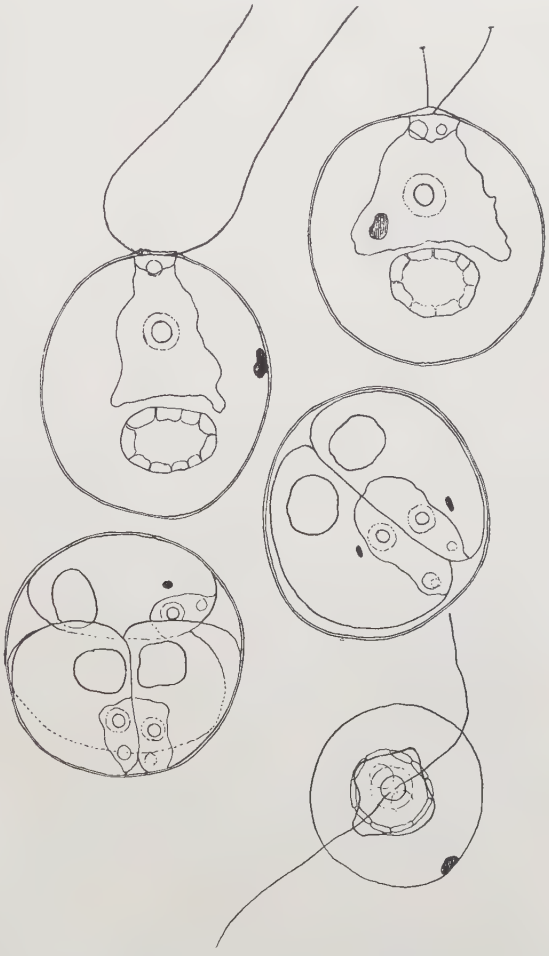


Abb. 38. *Chlamydomonas proboscigera.* Zellen aus Peptonfaulwasser. Teilungsstadien. (2000 ×.)

Die erweiterte Diagnose weist gegenüber der ursprünglichen Fassung folgende Unterschiede auf: Der Gestalt des Chromatophoren wird, gestützt auf die Untersuchungen über die Variationsbreite, keine ausschlaggebende Bedeutung beigemessen; dies gilt namentlich für die Ausbildung der Wandstücke. Bei der Beschreibung der Zellgestalt wird auf die ellipsoidische Gestalt junger Zellen hingewiesen. Die größten gemessenen Maße entsprechen nicht ganz denen, die PASCHER für die Art angibt. Diese Verschiedenheiten sind möglicherweise so zu erklären, daß für die alte Beschreibung nur eine oder wenige Zellen zugrunde gelegt wurden.

Die Kultur in verschiedenen Nährmedien hat gezeigt, daß neben der Variabilität der Zellform, die hauptsächlich eine Folge des verschiedenen Alters der Zellen eines Untersuchungsgemisches ist, die Ausbildung des Chloroplasten großen Schwankungen unterworfen ist; auch dies wesentlich beeinflußt durch das unterschiedliche Alter der Zellen.

Die jungen Individuen zeichnen sich gegenüber den älteren durch wesentlich schlankere Gestalt aus; sie ist bedingt durch die Längsteilung, die die Algen erfahren. Die Zellgröße ist ebenfalls von ihr abhängig. Die jungen Individuen runden sich allmählich ab, bis die normale, fast kugelige Zellform erreicht ist. In einem in guter Vermehrung befindlichen Individuengemisch sind daher ellipsoidische und mehr kugelige Zellen etwa in gleicher Anzahl anzutreffen. Die Ausbildung der Papille erfolgt ebenfalls erst allmählich. Zellen, die eben die Muttermembran verlassen haben, lassen kaum eine Membranwarze erkennen. Diese verstärkt sich aber sehr bald und erhält ihre prismatische Gestalt. Die Lage des Stigmas ist verhältnismäßig konstant. Es liegt meist etwas vor der Zellmitte, kann aber auch gegen das Vorderende verschoben sein. Basale Verlagerung habe ich niemals gesehen.

Außerordentlich verschieden ist die Ausgestaltung des Chromatophoren. Wie schon gesagt, wird auch sie augenscheinlich vom Alter der Zelle beeinflußt, jedoch nicht ausschließlich. Es wirken noch andere Faktoren mit, die sich nicht erfassen lassen. Die Stärke des Basalteiles ist innerhalb eines Untersuchungsgemisches sehr verschieden. Bei vielen Zellen ist er stark ausgebildet, bei anderen nimmt er kaum ein Viertel der Zelle ein. Letztes ist vielfach bei ganz jungen Individuen der Fall. Ähnliches gilt für den Wandteil des Chloroplasten. Er kann, ohne sich zu verjüngen, die Zellwand auskleiden, oder aber er spitzt sich mehr oder weniger kegelförmig nach vorn zu. Dabei ist seine Abgrenzung gegen das innere Lumen

ebenso variabel. Glatte Wände sind neben sehr zerklüfteten zu verzeichnen; vielfach reicht der Chromatophor bis zur Ansatzstelle der Papille, daneben finden sich einzelne Zellen, bei denen das Vorderende nicht von ihnen ausgekleidet wird. Kombinationen aller genannten Ausbildungen vervollständigen das Bild der sich ergebenden Möglichkeiten. Die Mannigfaltigkeit ist damit keineswegs erschöpft. Durch Einschnitte in den vorderen Teil des Chromatophoren ergeben sich weitere neue Bilder. Die Zusammensetzung der Nährlösung hat dabei auf die Variationsbreite oder das Hervorrufen bestimmter Chloroplastenformen ebensowenig einen Einfluß wie ihre Konzentration oder ihr p_H-Wert. Absolut konstant ist wiederum Zahl und Orientierung der Pulsulen, ebenso die Ausbildung der Peitschengeißeln.

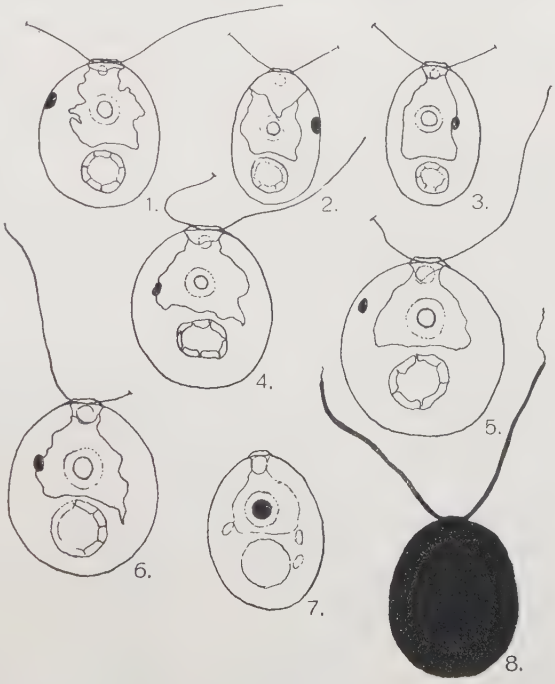


Abb. 39. *Chlamydomonas proboscigera*. 1—3 Zellen aus Kolkwitzlösung. 4 Zelle aus Volvoxlösung. 5 aus Knoplösung. 6 aus Uspenskilösung. 7 aus Albuminfaulwasser (gefärbt). 8 Peitschengeißeln. (1350 ×.)

Betrachtet man die Art in ernährungsphysiologischer Hinsicht, dann zeigt sich, daß sie, wie eine ganze Anzahl anderer Bodenalgen auch, gleich gut in organischen und anorganischen Kulturflüssigkeiten gedeiht. Morphotischen Einfluß besitzen aber auch die organischen Medien nicht, gleichgültig ob es sich um Faulkulturen oder um Zucker-Salzlösungen handelt.

Die Spanne der WIK., innerhalb der die Algen gedeihen, ist geringer als bei den meisten untersuchten Arten. Gute Vermehrung findet nur in annähernd neutralen Lösungen statt. Alkalische Reaktion der Flüssigkeit ist günstiger als saure. Bei $p_H = 4{,}5$ erfolgt

nennenswerter Zellzuwachs nicht mehr. Eine WIK. von 10^{-6} ist als der Grenzwert anzusehen. Dagegen wächst die Alge bei $p_H = 8{,}5$ noch gut. Diese Befunde schließen sich den Analysenergebnissen der verwendeten Erdproben an. Der p_H-Wert des lufttrockenen Bodens betrug 7,5. Ferner waren größere Mengen von Karbonaten vorhanden. Sehr auffallend ist der hohe Gehalt an Aluminiumoxyd. Daß das Vorkommen der Alge damit in Verbindung steht, ist nicht sehr wahrscheinlich, da sie in der Kultur ebensogut ohne Aluminiumsalze gedeiht, wie bei deren Anwesenheit.

16. *Chlamydomonas Reinhardi* DANGEARD.

Seit DANGEARDS Beschreibung (1888) ist die Art häufig wiedergefunden worden. FEHÉR hat sie auch aus Bodenproben herauskultiviert. *Chl. Reinhardi* ist, wie PASCHER (Süßwasserflora, 4) angibt, eine häufige Ursache der Grünfärbung kleiner Tümpel. Die bisherigen Fundorte umfassen jedoch ausschließlich Gebiete des gemäßigten Klimas. Es ist daher interessant, daß diese Alge auch im tropischen Klima heimisch ist. Der zu den Versuchen über die Variabilität herangezogene Klon stammt vom Mabeta (Kamerun) aus etwa 100 m Meereshöhe. Der Stamm stimmt vollständig mit der von DANGEARD gegebenen Beschreibung der *Chlamydomonas Reinhardi* überein, so daß auf eine nähere Kennzeichnung verzichtet werden kann. Hingewiesen sei lediglich auf die Tatsache, daß die Verjüngung des Wandteiles fast nie so gleichmäßig erfolgt, wie man nach der Diagnose vermuten könnte. Bisweilen ist dieser Teil des Chloroplasten überhaupt nicht verjüngt.

Die geschlechtliche Fortpflanzung habe ich leider nicht beobachten können, da die Art in der Kultur nicht zur Gametenbildung zu bringen war. *Chl. Reinhardi* ist jedoch morphologisch so gut charakterisiert, daß eine Verwechselung mit anderen Arten kaum möglich ist.

Die für die Art bezeichnenden Merkmale bleiben auch bei der Kultur in künstlichen flüssigen Nährmedien erhalten. Sie zeigen zwar eine gewisse Variationsbreite, lassen aber die typischen Kennzeichen stets erkennen. Die Ausbildung bestimmter Modifikationen, entsprechend der angewandten Nährlösung, wie sie vielleicht auf Grund der MOEWUSSchen Ergebnisse hätte erwartet werden können, trat nicht ein. Die Variabilität ist in allen Medien annähernd die gleiche. Allerdings bedingt die Teilungsgeschwindigkeit der Zellen gewisse Abwandlungen ihrer Grundgestalt. Kulturflüssigkeiten, die eine hohe Teilungsfrequenz aufweisen, wie z. B. die Volvoxlösung,

haben einen prozentual höheren Anteil ellipsoidischer Zellen am Untersuchungsgemisch, als solche mit niedriger Quote, für die als Beispiel die Artari-Lösung genannt sei. Diese Tatsache kann den Eindruck erwecken, daß in bestimmten Nährlösungen adäquate Modifikationen auftreten. Daß diese Erscheinung jedoch nicht von der Zusammensetzung des Nährmediums, sondern nur von der Teilungsgeschwindigkeit der Zelle abhängig ist, zeigt die Kultur der Alge in Volvoxlösung vom $p_H = 5{,}0$, wo ebenfalls in größerem Maße kugelige als ellipsoidische Zellen auftreten. In geringer Anzahl sind auch dorsiventrale Zellen anzutreffen. Meist haben wir es dann mit jungen Individuen zu tun, denen von der Teilung her diese Form aufgeprägt ist. Sie pflegt gewöhnlich bald der „normalen" kugeligen Gestalt zu weichen, kann jedoch auch bei teilungsfähigen Zellen erhalten bleiben. Im Rahmen des ganzen Individuengemisches fallen solche Ausnahmen nicht ins Gewicht, zumal sie sofort als atypisch zu erkennen sind.

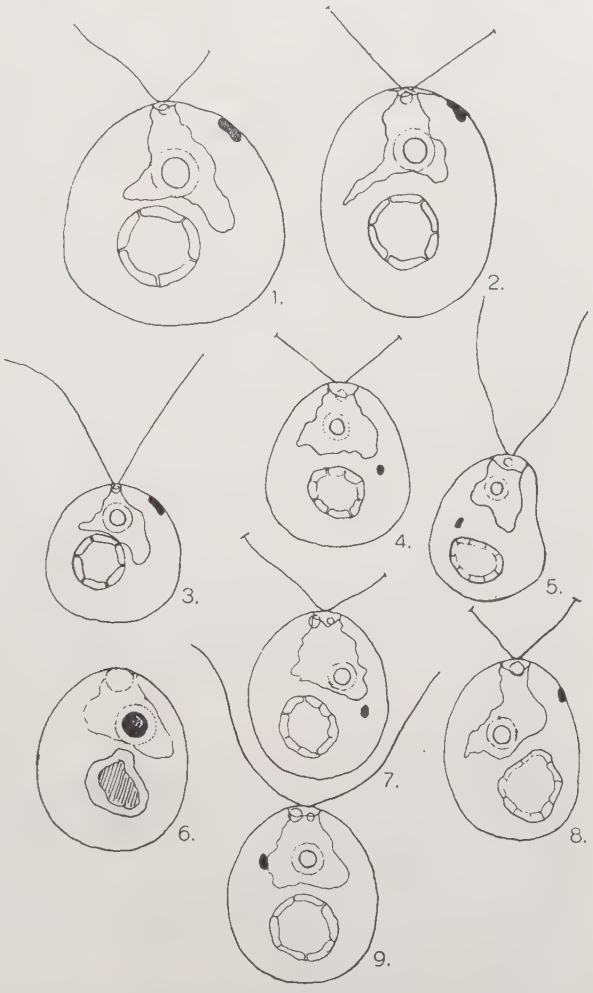


Abb. 40. *Chlamydomonas Reinhardi.* 1, 2 Zellen aus Volvoxlösung. (2000 ×.) 3 Zelle aus Peptonfaulwasser. 4 aus Kolkwitzlösung. 5 aus Uspenskilösung. 6 aus Uspenskilösung (gefärbt). 7 aus Volvoxlösung + 1 Proz. Glukose. 8 aus Knoplösung. 9 aus Beneckelösung. (1350 ×.)

Die Membran zeigt in den einzelnen Nährlösungen keinerlei Veränderungen. Eine Papille wird in keinem Medium gebildet. Mannigfache Formen nimmt der Chloroplast an: er läßt sowohl in quantitativer wie in qualitativer Hinsicht Unterschiede zwischen den einzelnen Individuen erkennen. Der Basalteil des Chromatophoren ist verschieden stark verdickt, nimmt aber stets einen großen Teil des Zellinneren ein: als untere Grenze darf ein Drittel angesehen werden. Seine Begrenzung gegen das innere Zelllumen bietet vielfältige Bilder, wie sie am besten vielleicht die Zeichnungen veranschaulichen. Der Wandteil des Chloroplasten ist ebenfalls individuell verschieden ausgebildet. Er kann gleichmäßig stark das Vorderende der Zelle bis fast zur Insertionsstelle der Geißeln auskleiden, oder er verschmälert sich nach vorn: dabei ist asymmetrischer Bau des Chromatophoren die Regel. In allen Fällen, die zur Beobachtung kamen, füllte er aber die Zelle fast ganz aus und ließ lediglich am apikalen Ende einen sehr kleinen hyalinen Teil frei.

Der Augenfleck ist nicht fixiert; er pflegt meist in der vorderen Zellhälfte zu liegen. Geringe Verschiebung gegen das Hinterende der Zelle (Lage dicht unterhalb der Zellmitte) kommt vor. Ausgesprochen basale Lage wurde nicht wahrgenommen. Die Form des Stigmas bleibt im wesentlichen unverändert. Die übrigen Organellen zeigen eine beträchtliche Konstanz, sowohl was ihre Orientierung innerhalb der Zelle betrifft, als auch hinsichtlich ihrer Form.

Hingewiesen sei noch auf folgendes: Innerhalb des sehr großen Nukleolus sind Teile vorhanden, die sich gegenüber Farbstoffen verschieden verhalten. Eine meist zentral im Nukleolus gelegene Zone wird von Eisenhämatoxylin weniger tingiert als ihre Umgebung. Während das übrige Kernkörperchen blauschwarz erscheint, ist diese Stelle nur blaugrau gefärbt. Welche Deutung dieser Erscheinung zu geben ist, bleibt fraglich.

MOEWUS (1933) hat auf Grund der von ihm durchgeführten Variabilitätsversuche die vorliegende Art mit *Chl. Debaryana* vereinigt. Ich habe schon bei der Besprechung dieser darauf hingewiesen, daß ich nicht derartige Variationsbreiten erzielen konnte wie MOEWUS, auch nicht bei Berücksichtigung der Gesamtvariabilität! Die aus seinen Versuchen zwangsläufig zu ziehende Folgerung wäre die, daß auch bei *Chl. Reinhardi*, durch Abänderung der Kulturbedingungen, sich Zellen erzielen lassen müßten, die morphologisch

nicht von *Chl. Debaryana* zu unterscheiden wären. Diese Tatsache ist jedoch nicht gegeben. Einmal bildet der zur Untersuchung herangezogene Klon in keiner der verwendeten Stammnährlösungen eine Papille aus, zum anderen ließ sich auch durch reichliche Gaben von Ca, das nach Moewus augenscheinlich für das Vorhandensein der Membranwarze von Bedeutung ist, keine Papillenbildung auslösen. Es scheint mir auch durch diese Versuche bestätigt zu sein, daß die Vereinigung von *Chl. Debaryana* und *Chl. Reinhardi* zu Unrecht erfolgt ist.

Chl. Reinhardi zeigt schon durch ihr Vorkommen an den verschiedenen Standorten eine weitgehende Anpassung an unterschiedliche ökologische Bedingungen. Daß wir es hierbei sicherlich nicht mit getrennten physiologischen Rassen zu tun haben, zeigt die Untersuchung des vorliegenden Stammes. Er wuchs ausgezeichnet in allen Faulkulturlösungen. Dies entspricht den Angaben, daß *Chl. Reinhardi* auf verschiedenen Rieselfeldern und ähnlichen Standorten, die starke Zersetzungsprozesse organischer Stoffe aufweisen, gefunden wurde (Marsson, 1904). Andererseits vermehrt sich die Art auch stark in künstlichen anorganischen Kulturflüssigkeiten. Die Beobachtung findet ihre Stütze durch Funde im Freiland. Die Alge wird in Seen und Teichen, die keine organischen Verunreinigungen aufweisen, gefunden. Auch in den Erdproben dürften die organischen Zersetzungsprodukte gegenüber den anorganischen Salzen stark zurücktreten.

Die Anpassungsfähigkeit der Alge äußert sich auch in ihrem Verhalten gegenüber verschiedenen p_H-Werten. Die Spanne der Wasserstoffionenkonzentration, innerhalb der sich die Zellen g u t vermehren, ist ziemlich groß, sie liegt zwischen $p_H = 5{,}0$ und 8,5. Damit dürften die Grenzen der Wachstumsfähigkeit jedoch nicht erreicht sein; sowohl höhere wie niedere WIK. wird sicherlich ertragen. Darauf deutet ebenso das Vorkommen im Boden wie auch das Vorhandensein auf Rieselfeldern hin. Auch an den Wassergehalt des Bodens werden keine hohen Anforderungen gestellt. Er betrug in einem Fall nach Fehér nur 5,9. Bei der Kameruner Erdprobe blieb er unbestimmt, da der Zustand des Bodens nicht mehr den natürlichen Verhältnissen entsprach: er war staubtrocken. Immerhin hatten die Algen längere Zeit diese Verhältnisse ausgehalten. In der großen Anpassungsfähigkeit von *Chlamydomonas Reinhardi* an so verschiedene ökologische Gegebenheiten dürfen wir sicher einen Grund für die weite, wahrscheinlich kosmopolitische Verbreitung sehen.

17. *Chlamydomonas mutabilis* nov. spec.

Der Stamm wurde aus einer Algenprobe aus dem Botanischen Garten in Dahlem isoliert. Das Material fand sich in den eisernen Bewässerungsrinnen der biologischen Abteilung: es enthielt hauptsächlich Ruhezellen von *Haematococcus pluvialis;* daneben waren in geringer Anzahl Akineten von *Chlamydomonas mutabilis* vertreten. Diese wurden mit Kapillarpipetten isoliert und in Volvoxlösung überführt. Sie keimten hier mit 4 Tochterzellen aus. Die Zellen wurden einzeln weitergeimpft und bildeten die Stammkulturen für die Versuche.

Chlamydomonas mutabilis gehört zur Untergattung *Agloë;* sie steht *Chl. regularis* KORSCHIKOFF nahe. Die Unterschiede gegenüber dieser bestehen in der Größe und Gestalt der Zelle, in der Lage des Zellkernes, der Geißellänge und wohl auch der Ausbildung des Chromatophoren. Es ist aus der Diagnose, die PASCHER gibt, leider nichts über die Variabilität der Art zu erfahren. So wissen wir z. B. nicht, ob der Kern bei *Chl. regularis* stets basal liegt; ferner ist es ungewiß, ob die Gestalt des Chromatophoren immer so regelmäßig ist, wie es nach der Figur von KORSCHIKOFF den Anschein hat. Selbst wenn aber für diese Organellen größere Variationsbreiten bestünden, so wäre *Chl. mutabilis* ihr gegenüber hinlänglich durch die Geißellänge, sowie die Größe und Gestalt der Zelle charakterisiert. Die Aufstellung einer neuen Art scheint daher gerechtfertigt.

Der einzellige Thallus hat eine ellipsoidische oder subzylindrische Form. Vorder- und Hinterende der Zelle sind breit abgerundet, die Flanken meist fast gerade und parallel. Der optische Querschnitt der Zellen ist kreisrund. Die deutliche Membran liegt dem Protoplasten eng an und verdickt sich vorn in eine stumpf-kegelförmige bis fast halbkugelige Papille, die von zwei feinen Geißelröhrchen durchbrochen wird. Durch diese treten die etwa körperlangen Geißeln aus, die sich im Dunkelfeld als Peitschengeißeln erkennen lassen. Der Chromatophor ist im Prinzip topfförmig. Er kleidet die Zelle, bis zur Papille reichend, aus. Etwa in halber Zellhöhe ist er mit einer sehr starken Querplatte versehen, die das rundliche, ziemlich große Pyrenoid trägt. Die Gestalt der Querplatte variiert, ebenso wie die des Basalteiles, stark. Pyrenoidverdoppelungen wurden beobachtet. Der Zellkern liegt in der Regel im vorderen Hohlraum der Zelle, nicht selten wird er aber auch im basalen Lumen wahrgenommen. Das Stigma liegt im vorderen Zelldrittel; es stellt ein unregelmäßiges schmalelliptisches Scheibchen dar. Im apikalen Zell-

ende, senkrecht zur Geißelebene orientiert, befinden sich zwei kontraktile Vakuolen. Die Länge der Zelle beträgt 17—23 μ, ihre Breite 7,5—15 μ.

Die ungeschlechtliche Vermehrung erfolgt durch Bildung von 2—4 Tochterzellen. Die Teilung wird als schräge Längsteilung angelegt und nach Querdrehung des Protoplasten zu Ende geführt. Geschlechtliche Fortpflanzung konnte an keinem der isolierten 15 Klone beobachtet werden. Auch die Kombination der einzelnen Stämme untereinander führte zu keinem Ergebnis.

Auf festen Medien werden Gloeocysten gebildet. Auffallend ist dabei die sehr geringe Schleimmenge, die die Zellen umgibt. Die Zellgestalt strebt dabei der kugeligen Form zu. Die Geißeln fehlen natürlich ebenso, wie bei allen anderen auf Agar kultivierten Chlamydomonaden. Unter ungünstigen Bedingungen, z. B. niedrigen p_H-Werten oder hohen Salzkonzentrationen, werden Akineten oder protococcoide Zellzu-

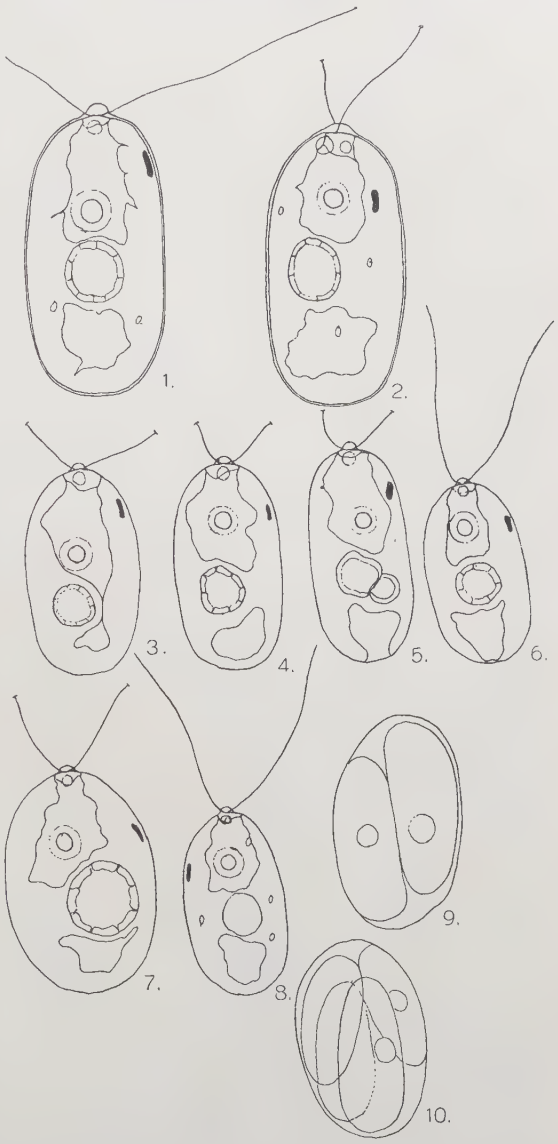


Abb. 41. *Chlamydomonas mutabilis.* 1, 2 Zellen aus Volvoxlösung. (1700 ×.) 3—5 aus Beneckelösung. 6 Zelle aus Uspenskilösung. 7—10 Zellen aus Artarilösung mit Teilungsstadien. (1350 ×.)

stände gebildet. Die letzten entstehen dadurch, daß die Zelle sich im geißellosen Zustand teilt, die Teilprodukte aber zusammenbleiben. In einer solchen Kultur liegen die Algen, Erdkrümeln vergleichbar, am Grunde des Kulturgefäßes; zum Teil kleiden sie auch die Wand der Kölbchen aus.

Die Kultur in den verschiedenen Stammlösungen bestätigte wiederum die außerordentliche Plastizität des Chromatophoren. Unabhängig von der Zusammensetzung der Medien, und ohne daß bestimmte Gestaltstypen ausgebildet wurden, war die Mannigfaltigkeit der zu beobachtenden Bilder außerordentlich größ. Daneben war auch die Gestalt der Zelle größeren Variationen unterworfen. Da, wie bereits gesagt, ein spezieller Einfluß einzelner Lösungen nicht besteht, seien die Verhältnisse der Volvoxlösung für alle verwendeten geschildert:

Die Zellen, namentlich die jungen, sind subzylindrisch; das Verhältnis von Länge zu Breite ist etwa 2:1. Diese Proportion wird bei älteren Zellen zugunsten der Breite verschoben (1,5:1). Innerhalb dieser Grenzen sind die verschiedensten Kombinationen möglich. Kugelige Zellform wurde niemals beobachtet. Die Dicke der Membran weist keine Schwankungen auf. Nur ihre vordere Verdickung zeigt einige Variabilität. Die Membranwarze erscheint gewöhnlich ziemlich scharf abgesetzt. Nicht selten finden sich jedoch Individuen, bei denen sie völlig vermittelt ist. Durch diese Tatsache gewinnt entsprechend auch ihre Gestalt ein anderes Aussehen. Während die Papille im Normalfall fast halbkugelig bis kegelförmig ist, hat sie im letzten Fall die Form eines breiten Kegelstumpfes. Die Lage und Zahl der kontraktilen Vakuolen sind vollkommen konstant. Ähnliches gilt für die Form und die Stellung des Augenfleckes. Größte Schwankungen zeigt die Gestalt des Chromatophoren und, von ihr abhängig, die Lage des Pyrenoids. Als der Regelfall ist der topfförmige Chromatophor anzusehen, der etwa äquatorial eine kräftig entwickelte Querplatte besitzt, die das Pyrenoid trägt. Diese Ausbildung ist bei der überwiegenden Mehrzahl der Zellen anzutreffen. Der Basalteil des Chloroplasten kann jedoch sehr stark vermindert sein, bisweilen verschwindet er ganz. Der Assimilationsapparat hat dann typisch H-förmige Gestalt. Selten ist eine Form des Chloroplasten, bei der die Querplatte fehlt. Er ist dann topfförmig und trägt, in einer meist mächtigen seitlichen Verdickung, lateral das Pyrenoid. Bei weiterer Reduktion der Querplatte haben wir dann Zellen vor uns, die sich in nichts von solchen der Untergattung *Chlamydella* unterscheiden lassen. Die Ausbildung derartiger Zellen wird sicherlich auf den stark asymmetrischen Bau des hinteren Zell-

lumens zurückzuführen sein. Das Lumen ist häufig auf einer Seite zipflig nach vorn gezogen. Bei starker Ausbildung dieses Zipfels wird dann die Verbindung mit dem vorderen Lumen hergestellt. Diese Verbindung hat bei einzelnen Zellen die Form eines sehr feinen, oft kaum sichtbaren Kanals; in seltenen Fällen ist dieser Kanal sehr breit und ergibt dann die topfförmige Ausbildung des Chromatophoren, mit der lateralen Lage des Pyrenoids.

Dies darf als Bestätigung der engen Verbindung angesehen werden, die zwischen den beiden Untergattungen *Agloë* und *Chlamydella* besteht und auf die auch bei Besprechung von Arten, die der letzten angehören, hingewiesen wurde. Isoliert man einzelne solcher „*Chlamydella*"-Zellen, so zeigen sie in allen Nährlösungen die normale Variationsbreite. Wiederum sind die Individuen mit topfförmigem Chromatophoren und der kräftig ausgebildeten Querplatte die häufigsten.

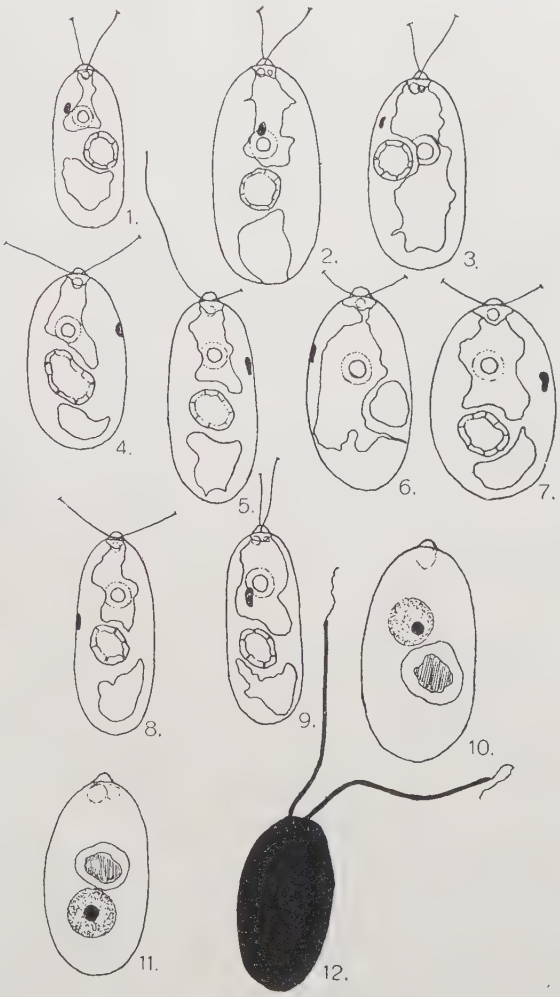


Abb. 42. *Chlamydomonas mutabilis.* 1 Zelle aus Knoplösung. 2, 3 Zellen aus Volvoxlösung mit 1 Proz. Glukose. 4 aus Wettsteinlösung. 5 Zelle aus Kolkwitzlösung. 6 aus Volvoxlösung $p_H = 4{,}5$. 7 aus Volvoxlösung + 3 Proz. Glukose. 8 aus Albuminfaulwasser. 9 aus Knoplösung + Erdabkochung. 10, 11 Zellen aus Volvoxlösung (gefärbt). 12 Peitschengeißeln. (1350 ×.)

Die Lage des Zellkernes ist nicht fixiert. Er kann sowohl im vorderen, als auch im hinteren Zellumen liegen. Welche Faktoren seine Lage bestimmen, ist nicht zu ermitteln. Jedenfalls spielt die Form des Chromatophoren dabei keine Rolle. Auffallend ist der recht kleine, oft exzentrisch gelegene Nukleolus.

Die Kultur in Volvoxlösung von verschiedenem p_H-Wert zeigt die verhältnismäßig große Toleranz der Art gegenüber den einzelnen Stufen, die hierbei zur Anwendung gelangten. Die Grenze des Wachstums dürfte, auch in der Kultur, mit einer Wasserstoffionenkonzentration von 10^{-4} erreicht sein. Welcher Wert im alkalischen Teil als das Extrem anzusehen ist, kann nicht mit Bestimmtheit gesagt werden. Jedoch dürften p_H-Werte, die höher als 9,0 liegen, nicht mehr ertragen werden. In der Natur, also unter Einbeziehung der Konkurrenz durch andere Arten, liegen die Wachstumsextreme wesentlich enger. Es ließ sich dies auch deutlich an kultiviertem Material demonstrieren. Wurde eine Kultur, die den p_H-Wert 4,5 zeigte, und die mit *Chlamydomonas mutabilis* beimpft wurde, zusätzlich mit einer kleinen, nicht näher bestimmten Protococcale versetzt, die bei der genannten WIK. noch sehr frohwüchsig war, so unterband diese das Wachstum der *Chlamydomonas*-Arten fast vollständig. Die Erscheinung wird sich in der Natur noch viel stärker ausprägen, wo der Kampf ums Dasein unter den einzelnen Arten noch viel schärfer in Erscheinung tritt, als in dem genannten Demonstrationsfall. Im übrigen bevorzugt *Chl. mutabilis*, wie die meisten der untersuchten Arten, annähernd neutrale Lösungen.

Die Unterschiede der Wuchsfreudigkeit zwischen anorganischen und organischen Nährmedien sind unbedeutend. Der Zusatz von Sacharose bzw. Glukose zur Volvoxlösung hatte keinen Einfluß auf die Wachstumsintensität. Bei höheren Konzentrationen läßt sich lediglich ein gewisser, sicher osmotisch bedingter Einfluß auf die Zellgestalt feststellen. Die Zellen nehmen rund-ellipsoidische Form an. Nach einigen Tagen haben sich die Individuen an die veränderten osmotischen Verhältnisse angepaßt und ihre normale Zellgestalt wieder eingenommen. Auf diese Erscheinung hat CZURDA schon bei seiner *Chlamydomonas eugametos* hingewiesen. Bei dieser Art habe ich allerdings, ebenso wie bei den sonst untersuchten, keinen Einfluß geringer Mengen osmotisch wirksamer Substanzen beobachtet. Eine Ausnahme macht *Chl. mutabilis*. Faulkulturen sind den anorganischen künstlichen Medien als Nährflüssigkeit nicht überlegen. Die Art wächst in Volvoxlösung sogar besser als in diesen. Es läßt sich diese Erscheinung gut mit dem natürlichen

Vorkommen dieser *Chlamydomonas* vereinigen. Es wurde daran gedacht, daß eine erhöhte Eisengabe die Wuchsfreudigkeit der Alge günstig beeinflussen könnte, zumal die ökologischen Verhältnisse am Standort darauf hinzuweisen schienen. Es konnte damit jedoch kein Erfolg erzielt werden. Schädigung der Algen trat durch die Erhöhung der Eisenkonzentration nicht ein.

18. *Chlamydomonas mundana* nom. nov.

Wie im systematischen Teil näher ausgeführt werden wird, muß der Name *paradoxa* eingezogen werden. Ich ersetze ihn daher durch *Chl. mundana* nom. nov.

Diese Art tritt in vielen Erdproben auf, sobald sie als Faulkultur angesetzt werden. Bei der Verwendung anorganischer flüssiger Medien konnte sie niemals wahrgenommen werden. Hieraus dürfte sich auch die Tatsache erklären, daß sie in Untersuchungen über Bodenalgen niemals erwähnt wird. Bei solchen Kulturen wird ausschließlich von anorganischen Nährlösungen ausgegangen, die für die Ernährung von *Chlamydomonas mundana*, wie übrigens auch einer Anzahl anderer *Chlamydomonas*-Arten, ungeeignet sind. Und gerade *Chl. mundana* stellt nach meinen Erfahrungen eine sehr weit verbreitete und äußerst häufige Bodenalge dar. Diese Tatsache stimmt sehr gut mit den Untersuchungen von Moewus (1933) und Strehlow (1929) überein.

Eine Kultur in Nährlösungen verschiedener Zusammensetzung war nicht möglich; es mußte daher mit Faulkulturen gearbeitet werden. Ich habe sowohl Pepton- als auch Albuminfaulwasser zu den Versuchen herangezogen. Die angewendete Menge der Ausgangssubstanz wurde dabei variiert. Die Inkubationsperiode war bei den entsprechenden Albumin- und Peptonfaulkulturen die gleiche. (Die Herstellung des Faulwassers geschieht folgendermaßen: Eine bestimmte Menge der Substanz (0,1—1 Proz.) wird mit der entsprechenden Menge Wasser versehen und durch eine kleine Erdmenge infiziert. Dieses „Gemisch“ kommt in einen Thermostaten, wo es in der Regel 3—5 Tage bei einer Temperatur von 30° verbleibt. Die Dauer der Inkubationsperiode richtet sich dabei nach der Menge der verwendeten Ausgangssubstanz. Nach dieser Zeit wird die Faullösung abfiltriert und dann sterilisiert.) Sie wurde mit steigendem Gehalt an organischen Stoffen erhöht. Selbstverständlich lassen sich keinerlei Angaben über die Zusammensetzung der zur Verwendung kommenden Nährlösung machen. Man kann nur ganz allgemein von Eiweißabbauprodukten sprechen (meist wohl

Aminosäuren), die das Nährmedium aufbauen. Daher sind alle Vergleiche der verschiedenen Lösungen gegenstandslos. Ich vermag daher auch nicht anzugeben, ob die gegenüber MOEWUS Angaben aufgetretenen, allerdings meist geringfügigen, Unterschiede auf Verschiedenheiten der verwendeten Nährmedien zurückzuführen sind, da MOEWUS über die Inkubationszeit seiner Faulkulturen keine Angaben macht.

Die Eigenschaften von *Chlamydomonas mundana* (*Chl. paradoxa* PASCHER) dürfen durch die Beschreibung von KORSCHIKOFF, PASCHER, STREHLOW und MOEWUS als hinlänglich bekannt gelten. Ausgesprochen walzliche Zellgestalt, wie sie von MOEWUS beobachtet wurde, konnte ich allerdings nicht wahrnehmen. Das gleiche gilt für die Ausbildung einer Membranpapille, die MOEWUS in seinen Abbildungen darstellt. STREHLOW gibt zwar für *Chl. mundana* (= *Chl. paradoxa* PASCHER) ebenfalls eine Papille an, jedoch unter Vorbehalt und ohne sich weiter über diese auszulassen. Die von ihm bei seiner *Chl. botryoides*, die vielleicht mit *Chl. mundana* identisch ist, gezeichnete kleine Warze am apikalen Zellende, deute ich nicht, wie MOEWUS dies scheinbar tut, als Membranverdickung, sondern als Plasmapapille. STREHLOW selbst gibt leider keine deutliche Beschreibung; er führt nur an: „Die Membran ist sehr zart und besitzt keine deutliche Papille." Derartige sehr kleine Plasmapapillen habe ich an *Chl. mundana* ebenfalls bisweilen beobachtet. Der Chromatophor ist stets topfförmig, manchmal mit seitlich verschobener basaler Verdickung. Daß der Basalteil fehlt, habe ich niemals beobachtet.

Die ungeschlechtliche Vermehrung erfolgt durch Bildung von 2—8 Tochterzellen. Die Teilung geschieht in der Bewegung; sie wird längs angelegt und nach Drehung des Protoplasten quer zu Ende geführt. Die geschlechtliche Fortpflanzung vollzieht sich durch Kopulation von Isogameten, die zu 2—32 in der Mutterzelle gebildet werden. Die Gameten gleichen den vegetativen Zellen und wachsen, wenn sie nicht kopulieren können, zu teilungsfähigen Individuen heran. Die Entstehung von 64 Gameten innerhalb eines Gametangiums habe ich nicht wahrnehmen können (vgl. STREHLOW). Es ist natürlich, daß diese Gameten in ihrer Größe sehr unterschiedlich sind; es vereinigen sich aber wahllos große und kleine Gameten, große mit großen und kleine mit kleinen. KORSCHIKOFF hat dies als Ataktogamie bezeichnet. Die Art ist diözisch. Die Kopulation der Gameten beginnt gewöhnlich mit den Vorderenden und verläuft später seitlich. Daß hiervon Ausnahmen vorkommen, mögen die Abbildungen ver-

anschaulichen. Abb. 43, Fig. 5 zeigt einen Verschmelzungsprozeß, bei der der eine Gamet von hinten in den anderen hineingestoßen ist und mit ihm zu verschmelzen beginnt; bei Abb. 43, Fig. 6 ist der gleiche Vorgang seitlich erfolgt. Dabei werfen diese Gameten augenscheinlich ihre Geißeln ab, wenigstens zeigen die Verschmelzungsprodukte nur zwei Geißeln (Jodkalifärbung) (Abb. 43, Fig. 7). Gewöhnlich runden sich derartige abnorme Planozygoten bald ab. Ihr weiteres Schicksal konnte nicht verfolgt werden. Sie dürften sich aber normal weiterentwickeln. Die viergeißeligen Planozygoten bleiben sehr lange beweglich (bis zu 12 Tagen beobachtet); ihre Gestalt ist sehr von den Beleuchtungsverhältnissen abhängig, eine Erscheinung, auf die als erster Moewus hingewiesen hat. Wie dieser gezeigt hat, hängt es mit der mixotrophen Ernährung von *Chl. mundana* zusammen. Über die Einwirkung der unterschiedlichen Ernährungsverhältnisse kann ich nichts Bestimmtes aussagen. In den hierzu angesetzten Kulturen waren alle Gestalten der Planozygoten vertreten. Es scheint, als ob mit steigendem Nährstoffgehalt die Planozygoten „*botryoides*“ ähnlicher werden. Dies würde dann ebenfalls mit Moewus' Ergebnissen übereinstimmen.

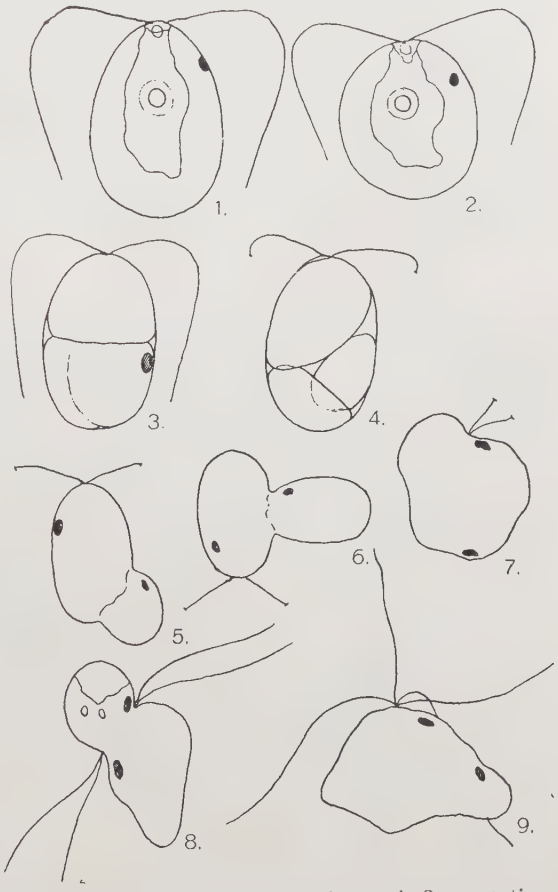


Abb. 43. *Chlamydomonas mundana.* 1, 2 vegetative Individuen aus Peptonfaulwasser 1 Proz. (2000 ×.) 3, 4 Zellteilung. 5—9 Verschiedene Arten der Gametenverschmelzung. (1350 ×.)

Die jungen Planozygoten sind in der Regel rundlich bis ellipsoidisch (abweichende, oft ganz unregelmäßige Gestalt kommt bisweilen vor (Abb. 43, Fig. 9). Mit zunehmendem Alter, und dies ist gleichbedeutend mit gesteigerter Stärkespeicherung, nehmen die Zellen zunächst verkehrt birnförmige bis fast birnförmige Gestalt an. Später ist die Planozygote durch zuerst am Vorderende auftretende Wulste gekennzeichnet, die sich aber über den ganzen Zellkörper ausdehnen können und ihm dann die traubenförmige Gestalt geben. Entspricht dieser Verlauf dem in einer gut beleuchteten Kultur zu beobachtenden, wo die Algen die Möglichkeit zur Stärkebildung haben, so bleiben in schwach belichteten Untersuchungslösungen die Planozygoten ellipsoidisch, da die Stärkemengen, die sie enthalten, gering sind. Diese Erscheinung läßt sich an den Nachkommen einer Zelle zu gleicher Zeit durch geeignete Wahl der Belichtungsverhältnisse demonstrieren. Bei den Versuchen mit Dampflicht kommt dies klar zum Ausdruck. Die schwache Intensität (etwa 800 Lux) ermöglicht nur die Ausbildung ellipsoidischer Planozygoten, die hohen Lichtmengen (über

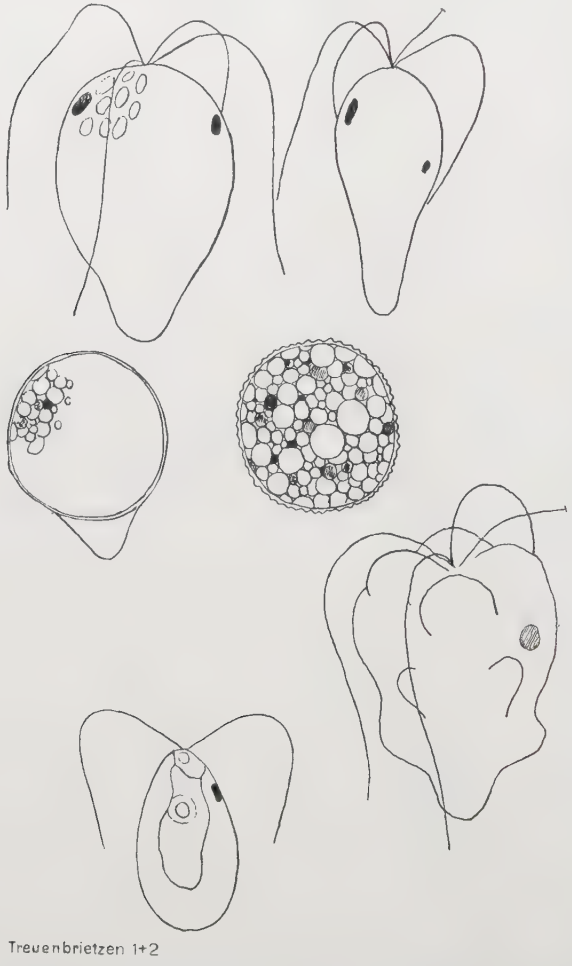


Abb. 44. *Chlamydomonas mundana*. Vegetative Zelle, Planozygoten und Zygoten aus Albuminfaulwasser. (links unten 1350 ×, sonst 2000 ×.)

2000 Lux) lassen die Entstehung solcher von „*botryoides*"-Charakter zu. Das Verhalten der Algen bei den Zwischenintensitäten wurde nicht geprüft. Die Versuche wurden an zwei von verschiedenen Standorten stammenden Klonen durchgeführt, von denen der eine aus dem Botanischen Garten in Dahlem stammende, im Anfang „*botryoides*"-ähnliche Zygoten bildete, während der andere, der in einer aus Treuenbrietzen kommenden Erdprobe isoliert wurde, „*mundana*"-ähnliche Planozygoten zeigte. Diese Unterschiede erwiesen sich als durch die zufällig verschiedene Beleuchtung hervorgerufen.

Allerdings sind ja die Unterschiede in der Ausbildung der Planozygoten nur graduelle, so daß auch in den gut beleuchteten Kulturen sowohl Planozygoten von „*botryoides*"- als auch von „*mundana*"-Charakter entstehen.

Die geschlechtliche Fortpflanzung von *Chl. botryoides* und *Chl. mundana* zeigt eine weitgehende Übereinstimmung. Wie verhalten sich nun die vegetativen Zellen? Hier liegen gewisse Unterschiede vor, die mich bestimmt haben, im Gegensatz zu Moewus, *Chl. botryoides* nicht zugunsten von *Chl. mundana* (= *paradoxa* Pascher) einzuziehen, sondern sie nur als fragliches Synonym zu dieser zu stellen. Einmal ist es die bei *Chl. botryoides* augenscheinlich stets vorhandene Plasmapapille, wodurch sie sich von *Chl. mundana* unterscheidet, da diese bei letzter nur gelegentlich ausgebildet wird. Zum anderen ist es die etwas abweichende Gestalt der vegetativen Zellen; während sie in der Regel bei *Chl. mundana* ellipsoidisch-eiförmig sind, scheint *Chl. botryoides* mehr kugelige bzw. breit-ellipsoidische aber augenscheinlich niemals eiförmige Zellen zu besitzen. Allerdings kommen auch bei *Chl. mundana* kugelige und ellipsoidische Zellen vor, so daß sich die Variationsbreiten überschneiden. Erst bei einem Wiederfund von *Chl. botryoides* und einer Analyse ihrer Variationsbreite ließe sich mit Sicherheit die vermutete Identität mit *Chl. mundana* feststellen.

Auch die übrigen von Moewus vorgenommenen Artstreichungen: *Chl. Westiana*, *Chl. depauperata* u. a. erscheinen mir zumindest als verfrüht [1]). Das gelegentliche Auftreten ähnlicher Formen, das nach meinen eigenen Erfahrungen nur sehr selten ist *(Chl. depauperata)*,

[1]) Die Zusammenhänge zwischen *Chl. mundana* und *Chl. variabilis* müßten erst vollkommen geklärt sein, ehe diese Art eingezogen wird. Bei Zellen, die ich im Freiland gefunden habe, und die sich sicher als *Chl. variabilis* Dang. bestimmen ließen (sie stimmten in allen Einzelheiten mit dieser überein), konnte die geschlechtliche Fortpflanzung trotz vieler Bemühungen nicht ausgelöst werden. Ich konnte daher selbst keine Klarheit über die Identität beider Arten gewinnen.

oder das ich überhaupt nicht beobachten konnte *(Chl. variabilis Chl. Westiana)*, beweist nichts für die Identität dieser Arten mit *Chl. mundana*, zumal deren charakteristische Geißelhaltung, die ich stets wahrgenommen habe, bei keiner dieser Formen anzutreffen ist.

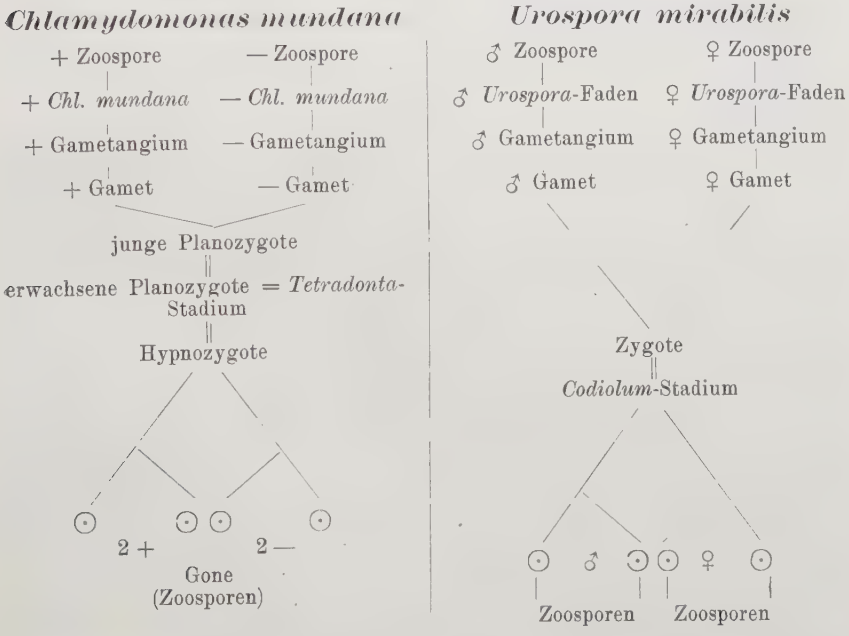
Zu *Chlamydomonas variabilis* DANGEARD.

In einer nach Abschluß meiner Untersuchungen erschienenen Veröffentlichung erbringt BEHLAU (Beitr. z. Biologie d. Pflanzen **26**, 1939, 221—249) den Beweis, daß *Carteria ovata* JACOBSEN nur ein Entwicklungsstadium einer *Chlamydomonas* darstellt. Ob es sich dabei um *Chl. variabilis* DANG. handelt, wie er angibt, ist nicht mit Sicherheit zu entscheiden. Gewiß stimmt seine Form weitgehend mit der Diagnose überein, die DANGEARD 1898 von dieser Art gibt und die auch PASCHER in der Süßwasserflora 4 (1927) aufführt. Aber in dieser Form haben wir es sicher mit einer Sammelart zu tun, eine Tatsache, auf die PASCHER sehr scharf hinweist. Die 1929 von DANGEARD (Le Botaniste **21**, 285/95) gegebenen Abbildungen engen diese Form sehr wesentlich ein. Die Alge zeigt demnach eine sehr charakteristische Ausbildung des Chloroplasten. Überdies konnte DANGEARD geschlechtliche Fortpflanzung beobachten. Die Art der Fortpflanzung weicht nun wesentlich von der von BEHLAU angegebenen ab. Die Ausbildung einer lange Zeit beweglichen Planozygote hat DANGEARD nicht beobachtet. Aus seinen Abbildungen geht deutlich hervor, daß die Gameten nach der Verschmelzung sehr rasch unbeweglich werden. Die Ausbildung der Hypnozygote geschieht nicht durch Abrundung des Protoplasten innerhalb der schwärmenden Planozygote, wie dies für die von BEHLAU beschriebene Form gilt, sondern die junge Zygote, die ohne Bildung einer Planozygote direkt aus der Verschmelzung der Gameten hervorgeht, umgibt sich allmählich mit einer derben Membran. Die vegetativen Zellen unterscheiden sich neben der verschiedenen Ausbildung des Chromatophoren auch durch die unterschiedliche Form und Lage des Stigmas. Da mir eine Identität der von BEHLAU und DANGEARD abgebildeten Formen nicht sicher erscheint, wage ich nicht zu entscheiden, ob *Carteria ovata* JACOBSEN einen Entwicklungszustand von *Chl. variabilis* DANGEARD darstellt. Mit Sicherheit ist nur festgestellt, daß *Carteria ovata* einer *Chlamydomonas* beizuordnen ist; welcher aber, ist fraglich.

Die von BEHLAU abgebildete Längsteilung seiner Alge, die sich als eine einfache Durchschnürung vollzieht, etwa ähnlich der Teilung bei einer Polyblepharidine, habe ich bei *Chl. stellata* DILL ebenfalls beobachtet und abgebildet (vgl. S. 355). Ich kann mich aber eben-

sowenig wie Goroschankin (1890) dazu entschließen, diese Art der Teilung als normal anzusehen. Die normale vegetative Vermehrung ist die Ausbildung von Zoosporen. Schon die Tatsache, daß derartige Teilungsstadien nur sehr selten zu beobachten sind, wie dies auch Behlau angibt, spricht deutlich dafür, daß wir es hier mit einer abnormen Erscheinung zu tun haben, über deren Entstehungsursachen wir zur Zeit nichts aussagen können.

Der Ansicht, daß es sich bei dem Entwicklungszyklus, wie ihn Behlau für seine *Chlamydomonas* angibt, oder wie er für *Chl. mundana* (*Chl. paradoxa* Pascher) bekannt ist, um einen Generationswechsel handelt, vermag ich mich nicht anzuschließen. Die Verhältnisse liegen bei diesen einzelligen Volvokalen doch anders als bei den übrigen von Behlau angeführten Formen. Ein Vergleich zweier solcher Entwicklungszyklen zeigt dies.



Bei *Urospora mirabilis* geht das *Codiolum*-Stadium aus der Zygote hervor (die Zygoten wachsen zu *Codiolum*-ähnlichen Pflanzen aus). Die zweite Generation liegt also hinter der Zygote, die den Abschluß der Gametenvereinigung bildet.

Bei *Chl. mundana* (*paradoxa* Pascher) liegt jedoch die sog. 2. Generation vor der Zygote; sie stellt ja nur ein Vorstadium dieser

dar. Erst mit der Ausbildung der Hypnozygote ist die Gametenverschmelzung abgeschlossen und erst diese Hypnozygote könnte als 2. Generation angesehen werden. Die Verhältnisse würden dann ähnlich liegen, wie bei den von BEHLAU aufgeführten kolonialen Volvokalen *Eudorina* und *Gonium*. Es besteht dann aber in der weiteren Entwicklung ein Unterschied. Während z. B. bei *Gonium* zunächst eine Keimkolonie entsteht, aus der sich dann erst die eigentlichen vegetativen Kolonien entwickeln, sind die von BEHLAU als Zoosporen bezeichneten Keimprodukte der Zygote von *Chl. mundana* mit den vegetativen Zellen identisch; schon diese Zellen können wieder zum Gametangium werden. BEHLAU schreibt aber selbst: „Unter keinen Umständen dürfen wir jedoch den Geschlechtszellen selber den Wert einer Generation zusprechen, ebensowenig wie einer einfachen Zygote, die sofort (oder nach einer Ruheperiode) ohne Einschaltung irgendwelcher Fortpflanzungszellen unmittelbar zu einem neuen Individuum heranwächst, das den Eltern völlig gleicht."

Hier ist aber gerade dieser Fall verwirklicht! Aus der Zygote gehen Zellen hervor, die unmittelbar zu neuen Individuen heranwachsen, die den Eltern völlig gleichen.

Noch eindeutiger treten diese Verhältnisse bei anderen *Chlamydomonas*-Arten in Erscheinung. Ich erinnere an *Chl. terricola*. Hier sind die auskeimenden Gonen sogar mit den Gameten identisch, da hier kein Unterschied zwischen Gameten und vegetativen Zellen besteht, sondern jede Zelle Gamet ist. Es wird auch hier eine Planozygote gebildet, die eine Zeitlang umherschwärmen kann, bevor sie sich zur Hypnozygote abrundet. Der Zeitdauer des Schwärmens würde an sich keine ausschlaggebende Bedeutung für die Frage des Generationswechsels beizumessen sein, zumal ja auch bei *Chl. mundana* keineswegs alle Planozygoten eine Schwärmdauer von mehreren Tagen haben, sondern wie bei *Chl. terricola* nach einigen Stunden zur Ruhe kommen und eine Hypnozygote bilden. Bei *Chl. mundana* (*paradoxa* PASCHER) kann also keinesfalls von einem Generationswechsel gesprochen werden.

Wie die Verhältnisse bei der Art liegen, die BEHLAU als *Chl. variabilis* bezeichnet, ist nicht ganz klar ersichtlich.

Er gibt an, daß einzelne Planozygoten bis zu 20 Tagen schwärmend beobachtet wurden; Zeiten der kürzesten beobachteten Schwärmdauer werden nicht gegeben. Ebenso ist auch nicht mit Sicherheit festgestellt, ob die „Keimzellen" nicht doch mit den vegetativen Zellen identisch sind, da die blassere Farbe des Chromatophoren und die eingelagerten Öltröpfchen an sich wohl kein durchgreifendes

Unterscheidungsmerkmal darstellen. Wenigstens kommen bei anderen *Chlamydomonas*-Arten häufig auch vegetative Zellen vor, die sich von den übrigen durch blassere Farbe des Chromatophoren und eingelagerte Öltröpfchen unterscheiden. Es müßte also erst der Nachweis geführt werden, daß es sich um spezifische „Keimzoosporen" handelt, ehe von einem Generationswechsel gesprochen werden kann. Die Dinge würden dann ähnlich liegen wie bei *Gonium*. Sie ähneln damit denen, wie sie von Kunieda (Proc. Imp. Acad. Tokyo **10** (1934), 103—106) für eine *Monostroma* dargestellt worden sind, wo die 2. Generation weitgehend reduziert ist und sich auf die Zygote beschränkt. Allerdings unterscheidet sich *Monostroma* in seinem Entwicklungszyklus insofern von *Gonium*, als ein obligater Generationswechsel vorliegt, was bei *Gonium* und anderen nicht der Fall ist.

Neben den bisher aufgeführten, wurden noch eine ganze Reihe von, Arten, die sich aus den verschiedensten Erdproben entwickelt hatten kürzere Zeit in Kultur genommen. Dabei wurde ihr Verhalten nur in einigen der Stammlösungen untersucht. Benutzt habe ich folgende Kulturflüssigkeiten (die Nummern entsprechen den unter Methodik aufgeführten): Nr. 1, 5, 17—21, 22, 23, 26 und 27. Es wurden im allgemeinen nur 4 Passagen durchgeführt. Die Höchstzahl betrug 6. Das entspricht einer Kulturdauer von 3 bzw. $4^1/_2$ Monaten. Diese Versuche sollten lediglich eine Bestätigung der an den anderen Arten gewonnenen Ergebnisse darstellen. Es wurden daher zu dem Zweck, abgesehen von einer Ausnahme, nur solche Arten verwendet, die bereits beschrieben sind. Soweit sie zur Verfügung standen, habe ich besonders die Arten bevorzugt, bei denen Moewus auf Grund seiner Variabilitätsversuche Identität mit anderen festgestellt hat. Leider waren es nur zwei Arten, die diesen Bedingungen entsprachen, nämlich *Chl. gloeogama* Korschikoff und *Chl. media* Klebs. Weiter habe ich noch *Chl. incisa* Korschikoff und *Chl. Snowiae* Printz zur Verfügung gehabt, neben einer neuen *Chlamydomonas*-Art, die wegen ihrer eng an *Chl. Braunii* anschließenden geschlechtlichen Fortpflanzung sehr interessant ist. Sie mag anhangsweise als *Chlamydomonas heterogama* beschrieben werden. Die übrigen Arten stimmen mit der Diagnose vollständig überein. Bei *Chl. Snowiae* wäre zu bemerken, daß ich, ebenso wie Printz, Zellängen über 13 μ gemessen habe. Augenscheinlich kommen der Art doch etwas größere Maße zu, als sie von Bristol angegeben werden. Die Tatsache hat mich unter anderem bewogen, *Chl. pluristigma* Bristol mit *Chl. Snowiae* Printz zu vereinigen.

Alle Arten zeigten eine weitgehende Konstanz der einzelnen Merkmale, wenn von den Änderungen der Zellgestalt und der des Chromatophoren abgesehen wird. In jedem Fall unveränderlich ist die Zahl der Pulsulen und ihre Ausrichtung in bezug auf die Geißelebene. In geringen Grenzen variabel ist die Form und die Lage des Stigmas wie die des Kernes: konstant ist desgleichen die Bildung von Peitschenenden an den Geißeln. Für den Längenunterschied dieser Peitschenenden gilt das bei den anderen Arten Gesagte. Die Gestalt der Papille schwankt niemals, sondern lediglich ihre Größenausmaße. Stärkere Schwankungen zeigen, wie bereits gesagt, nur die Form des Chromatophoren und die Zellgestalt. Diese sollen im folgenden für jede Art gesondert beschrieben werden:

19. ***Chlamydomonas incisa*** KORSCHIKOFF besitzt in der Regel fast kugelige Zellen, es ist aber schon in der Beschreibung auf das Auftreten von ellipsoidisch-eiförmigen Individuen hingewiesen worden. Ich habe derartige Formen in der Kultur gar nicht so selten angetroffen. Auch ausgesprochen ellipsoidische Formen kamen vor. Die Membran ist am Vorderende stets leicht verdickt, ohne daß es zur Bildung einer eigentlichen Papille kommt. Der Chromatophor ist ziemlich inkonstant. Die Mannigfaltigkeit der sich bietenden Bilder wird durch die Zahl der Einschnitte und durch deren Gestalt hervorgerufen. Der vordere hyaline Raum, den der Chloroplast frei läßt, ist verschieden groß. Bisweilen füllt der Chromatophor das ganze Zellinnere bis zur Geißelansatzstelle aus, oder aber er läßt einen großen Teil des vorderen Zellraumes frei. Trotz aller Verschiedenheiten, die der Bau des Chromatophoren aufweisen kann, bleibt jedoch seine Grundgestalt stets gewahrt, so daß eine sichere Bestimmung der Art immer möglich ist.

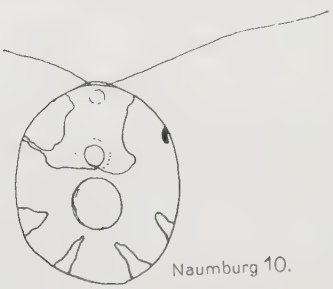


Abb. 45. *Chlamydomonas incisa.* Vegetative Zelle aus Volvoxlösung. (1350 ×.)

20. ***Chlamydomonas gloeogama*** KORSCHIKOFF läßt in der Form nur geringe Abweichungen von dem beschriebenen Typus erkennen, der ja sehr weit gefaßt ist und sicher die ganze Formenfülle umfaßt, die bei Berücksichtigung der Typusvariabilität anzutreffen ist. Mitunter treten allerdings auch kugelige Formen auf, wie sie auch MOEWUS aus Volvoxlösung beschrieben hat. Derartige

Individuen sind jedoch so selten, daß sie gegenüber den anderen Zellen eines Gemisches nicht ins Gewicht fallen. Daß solche kugelige Formen überwiegend in einem Medium auftreten, habe ich niemals beobachten können; das gleiche gilt auch für einige andere Zelltypen, die vereinzelt in der Kulturflüssigkeit auftreten. Die Chromatophorengestalt zeigt die bei der Untergattung *Chlamydella* häufigen Schwankungen in der Abgrenzung gegen das innere Zellumen. Namentlich variiert die Verdickung der Seitenwand, in der das Pyrenoid liegt, und der Basalteil. Die laterale Lage des Stärkeherdes bleibt aber stets erhalten, desgleichen auch die topfförmige Ausbildung des Chloroplasten. Ausgesprochen plattenförmige Chromatophoren habe ich nur äußerst selten angetroffen. Durch Verdoppelung der Pyrenoide können Zellen entstehen, die *Chl. platyrhyncha* Korschikoff ähnlich sind, sich von dieser aber durch ihre geringere Größe und die, soweit ich sehen konnte, niemals einander gegenüberliegenden Pyrenoide, unterscheidet.

Die von Moewus auf Grund seiner Variabilitätsversuche an *Chl. gloeogama* vorgenommenen Arteinziehungen sind zum großen Teil unberechtigt. Wie die Verhältnisse bei *Chl. Hartmanni* Moewus liegen, vermag ich nicht zu entscheiden. Nach den angegebenen Maßen unterscheiden sich beide Arten durch ihre Größe. In ihrem sonstigen morphologischen Bau sind sie allerdings vollkommen gleich, so daß eine Identität beider Arten möglich ist. Auf die Unterschiede hinsichtlich der Gestalt des Stigmas dürfte dabei kaum großer Wert zu legen sein. Ähnlich liegen die Dinge bei *Chl. eumetabletos* Moewus.

21. Die Streichung von ***Chlamydomonas media*** Klebs, wie auch die der übrigen Formen, kann nicht gebilligt werden. Für *Chl. media* gilt dies ganz besonders. Ich konnte diese Art selbst untersuchen. Die Form der Zelle zeigt in den meisten Fällen keine Übereinstimmung mit der von *Chl. gloeogama*. Das gleiche gilt für die Ausbildung der Papille. Auch im Bau des Chromatophoren, obwohl dieser variiert, besteht eine Übereinstimmung nur insofern, als beide die für die Untergattung *Chlamydella* charakteristische Grundform aufweisen. Auch in ihrem physiologischen Verhalten differieren beide Arten. *Chl. gloeogama* ist ja durch die Bildung schleimiger Lager charakterisiert, deren Ausbildung allerdings manchmal unterbleibt, während gerade die Schleimbildung bei *Chl. media* überhaupt nicht beobachtet werden konnte. Daß sie in ihrem geschlechtlichen Verhalten viele Übereinstimmungen zeigen, ist unwesentlich. In dieser Hinsicht verhalten sich auch andere, ganz sicher verschiedene Arten,

gleich. Bei *Chl. media* haben wir es ohne Zweifel mit einer eigenen Art zu tun, die keineswegs mit *Chl. gloeogama* identisch ist.

Die Aufhebung der *Chl. Fritschiana* (*Chl. africana* FRITSCH et RICH.) ist insofern berechtigt, als diese Art nach fixiertem Material aufgestellt wurde, das ein genaues Erkennen der einzelnen Merkmale selbst bei sehr guter Fixierung gar nicht ermöglicht. Aus den Abbildungen, die FRITSCH und RICH. geben, geht überdies deutlich hervor, daß die Zellen, und besonders die Chromatophoren, bei der Konservierung stark geschrumpft sind. Die Chloroplastenverhältnisse lassen sich an derartigem Material überhaupt nicht mehr identifizieren; das gleiche gilt für die kontraktilen Vakuolen und das Stigma. Gerade bei der Schwierigkeit der gegenseitigen Abgrenzung der *Chlamydomonas*-Arten ist es unzweckmäßig, neue Arten nach abgetötetem Material aufzustellen. Ob jedoch *Chl. Fritschiana* mit *Chl. gloeogama* gleichzusetzen ist, dürfte schwer oder gar nicht festzustellen sein; denn schlecht fixierte Zellen auch anderer *Chlamydomonas*-Arten, die zur Untergattung *Chlamydella* gehören, sehen ähnlich aus.

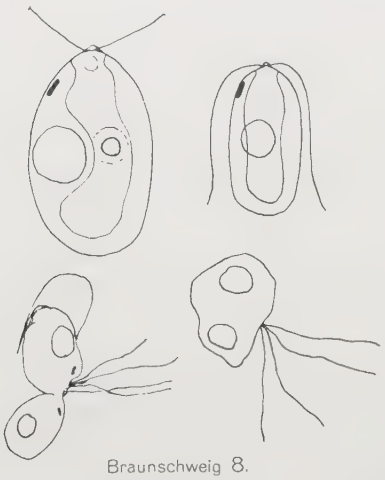


Abb. 46. *Chlamydomonas media*. Vegetative Zellen und Gametenkopulation. (1350 ×.)

22. ***Chl. Snowiae*** PRINTZ ist in bezug auf Zellgestalt und Zellgröße ziemlich veränderlich. Die Zellgröße schwankt zwischen 10 und 15 μ für die Länge, 6 und 13 μ für die Breite. Damit liegen die Werte wesentlich anders, als die von PASCHER angegebenen und nähern sich denen, die PRINTZ nennt. Die Gestalt des Zellkörpers zeigt dementsprechend größere Verschiedenheiten, als sie nach der Diagnose zu erwarten sind. Dies gilt ebenso für die Ausbildung der Papille, wie auch besonders für die des Chromatophoren. Die Papille kann ziemlich stark ausgeprägt sein und dann abgesetzt erscheinen. Der Chromatophor läßt eine beträchtliche Variabilität erkennen: diese erstreckt sich sowohl auf die Ausbildung des Basalteiles wie auch auf die Ausgestaltung der Wandstücke, die durch entsprechende Lappung, die auch den Basalteil miteinbegreift, eine weitgehende

Ähnlichkeit mit der Chloroplastenausbildung bekommen, wie sie *Chl. pluristigma* zeigt. Dem Anschein nach gilt das gleiche für die Form, die Bristol als *Chl. Snowiae* abgebildet hat und die vielleicht nicht ganz mit der Diagnose übereinstimmt, aber nach den Abbildungen zu urteilen, ebenso wie die von mir gefundene *Chl. Snowiae* einen guten Übergang zu *Chl. pluristigma* darstellt. Die beiden Formen zeigen so viele Ähnlichkeiten, daß ich mich nicht entschließen konnte, beide als getrennte Arten aufzuführen. sondern ich sehe *Chl. pluristigma* nur als Varietät von *Chl. Snowiae* an. Die Varietät ist gegenüber der Art nur durch den Besitz mehrerer Stigmen gekennzeichnet.

23. ***Chlamydomonas heterogama*** nov. spec. wurde in einer Erdprobe aus Strom bei Bremen gefunden. Sie sei, bevor über ihre Variationsbreite gesprochen wird, beschrieben:

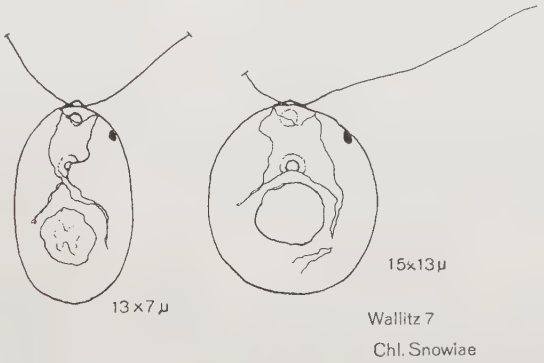


Abb. 47. *Chlamydomonas Snowiae.* Zelle aus Volvoxlösung.

Die Zellen sind kugelig bis breit-ellipsoidisch oder sehr breit verkehrt-eiförmig. Die Membran ist relativ dünn und am vorderen Zellende zu einer großen, breiten, stumpfkegelförmigen Papille verdickt, die, in der Geißelebene gesehen, scharf abgesetzt erscheint; normal dazu gesehen, ist sie fast völlig vermittelt[1]); und von spitz kegelförmigem Aussehen.

Perspektivisch gesehen, macht sie also den Eindruck eines ziemlich breiten Prismas. Sie wird von 2 Geißelröhrchen durchbrochen, durch welche die ungefähr körperlangen Geißeln austreten, die von einer in die Membranwarze hineinragenden Plasmapapille ihren Ausgang nehmen. Die Geißeln sind Peitschengeißeln. Der Chromatophor ist topfförmig, mit einem verschieden stark verdickten Basalstück, das ein kugeliges bis quer-ellipsoidisches Pyrenoid trägt. Die Abgrenzung des Chromatophoren gegen das Zellinnere variiert. Glatte

[1]) Unter vermittelter Papille ist zu verstehen, daß diese gleichmäßig und ohne abgesetzt zu sein in den Umriß der Zelle übergeht. Sie entsteht dadurch, daß sich die Membran am apikalen Zellende ganz allmählich verdickt.

Innenflächen stehen hier neben vielfach gebuchteten und zerklüfteten. Die Wandteile des Chloroplasten füllen die Zelle in der Regel gleichmäßig bis zum Vorderrande aus, wobei sie bis zur Papille reichen. In den meisten Fällen verschmälert sich der Wandteil zum vorderen Zellende hin. In dem vom Chromatophor freigelassenen, meist kleinen hyalinen Raum befinden sich zwei, senkrecht zur Geißelebene stehende, kontraktile Vakuolen. Etwa äquatorial in der Zelle befindet sich das verhältnismäßig große elliptische Stigma. Der Kern liegt annähernd zentral im inneren Zellraum. Apikale und basale Verschiebung des Kernes kommt aber vor. Die Zellänge beträgt 17 bis 24 μ, die Breite 15—21 μ.

Die ungeschlechtliche Vermehrung geschieht durch die Bildung von 4—8 Tochterzellen, die durch Längsteilung innerhalb der Muttermembran entstehen und durch deren Aufreißen frei werden. Die jungen Zellen haben zunächst ellipsoidische Gestalt, die sich später zur kugeligen abwandelt. Die Ausbildung von Palmellen oder Gloeocysten wurde nicht beobachtet. Akineten entstehen durch Abrundung der Zelle und Verdickung der Membran. Die Akineten haben einen Durchmesser von im Durchschnitt 25 μ; sie keimen mit 4 Tochterzellen aus.

Die geschlechtliche Fortpflanzung zeigt ausgesprochene Heterogamie: sie ähnelt in vieler Hinsicht der von *Chlamydomonas Braunii*. Die Makrogameten entstehen zu 2—4 aus der vegetativen Zelle. Sie wachsen nach ihrem Freiwerden noch etwas heran, so daß sie bei der Kopulation im Durchschnitt eine Länge von 24 μ und eine Breite von 21 μ aufweisen. Sie gleichen in allen Einzelheiten den vegetativen Zellen. Die Mikrogameten gehen durch Teilung in 8—32 Tochterzellen aus der Mutterzelle hervor. Sie zeigen ausgesprochen ellipsoidische Gestalt, gleichen aber sonst in ihrem Bau durchaus den Makrogameten. Ihre Größe beträgt 6—10 μ für die Länge, und 3—5,5 μ für die Breite. Die Makrogameten sind nur sehr wenig größer als die vegetativen Zellen. Die Mikrogameten wesentlich kleiner als diese. Die Mikrogameten bewegen sich im Gegensatz zu den Makrogameten äußerst lebhaft. Beide Gameten vereinigen sich zunächst mit den Geißeln und verkleben mit den Papillen durch Verschleimung (?), während die Kerne an den Vorderrand der Zelle wandern. Allmählich tritt dann der Inhalt der Mikrogamete in den Makrogamet über, die Geißeln bleiben zunächst noch erhalten, und die verschmelzenden Gameten schwimmen eine Weile gemeinsam umher. Mit fortschreitender Vereinigung werden

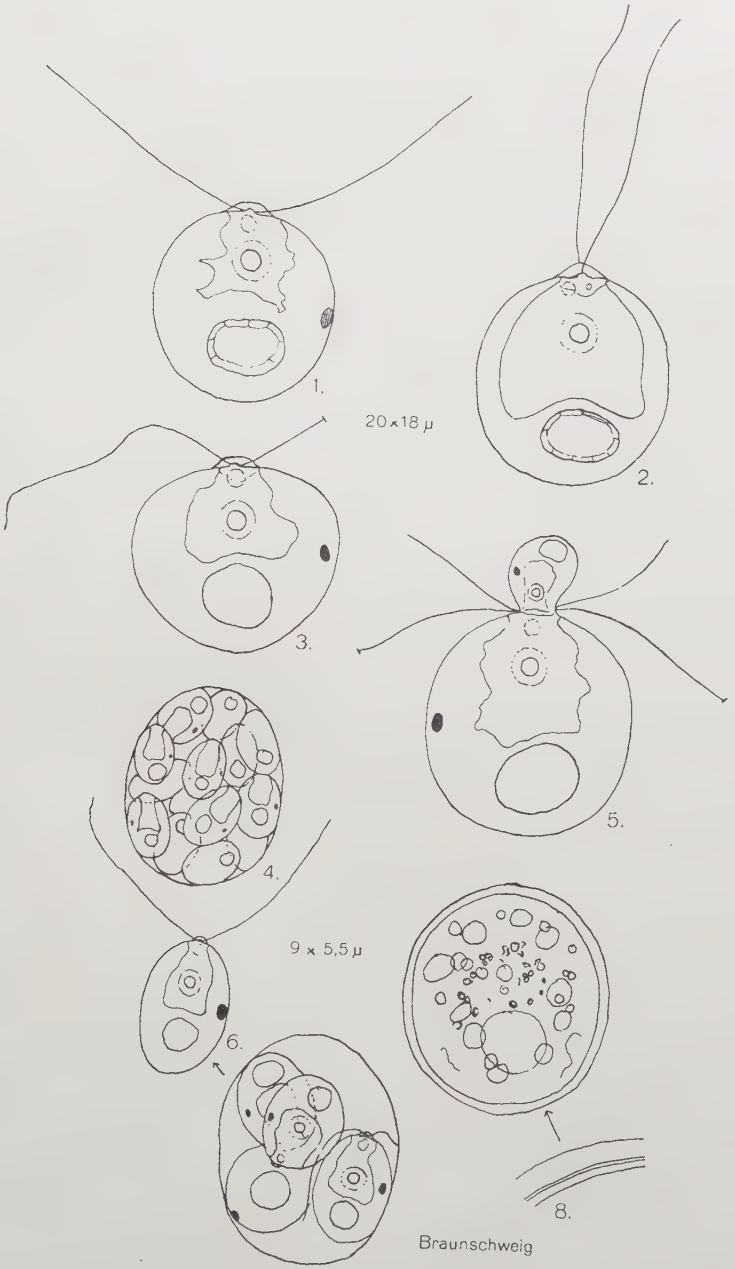


Abb. 48. *Chlamydomonas heterogama.* 1—3 Vegetative Zellen. 4, 7 Gametenbildung. 5 Kopulation. 6 Gamete und 8 Zygote. (1350 ×.)

die Geißeln abgeworfen, und die Beendigung der Kopulation erfolgt in der Ruhe. Die entstehende Hypnozygote zeigt eine glatte, sehr derbe Membran, die dreischichtigen Bau aufweist. Der Inhalt der Zygote läßt Einzelheiten nicht erkennen, da durch Stärke- und Ölbildung feinere cytologische Vorgänge verdeckt werden. So konnte weder der Zeitpunkt der Kernverschmelzung genauer bestimmt werden noch läßt sich mit Bestimmtheit etwas über das Verhalten der Chloroplasten aussagen. Die Pyrenoide werden aufgelöst. Die Keimung der Zygote konnte nicht beobachtet werden.

Die Art ist gegenüber äußeren Einflüssen sehr beständig. Spezifische Ausbildungen, die von der verwendeten Nährlösung abhängig wären, gibt es nicht. Die Variationsbreite ist gering. Betroffen werden von der Variabilität in nennenswertem Maße nur Zellgestalt und Chromatophorenbau. Auf die sich hier ergebenden Möglichkeiten ist schon in der Beschreibung eingegangen worden. Im übrigen sei auch auf die Abbildung verwiesen (Abb. 48).

Um die Variabilität der bei meinen Untersuchungen verwendeten Arten auf ein Minimum herabzudrücken, habe ich Versuche mit durchlüfteten Kulturen unternommen. Es sollte durch die Durchlüftung die Homogenität des Lebensraumes gesichert werden, um so einer Forderung Czurdas nachzukommen (1935) und zugleich die Richtigkeit dieser These zu überprüfen. Es zeigt sich jedoch bald, daß einige Arten (z. B. *Chl. Moewusii*, *Debaryana* u. a.) die ständige Durchlüftung nicht ertragen. Hierbei hat sicherlich die eingeleitete Luft nur insofern gestört, als sie die ausschließlich nachts stattfindenden Teilungen beeinflußt. Die Durchlüftung konnte in diesen Kulturen nur am Tage erfolgen. Eine Herabsetzung der Variationsbreite war nicht zu verzeichnen, dagegen war das Wachstum besser als in den nicht durchlüfteten Kölbchen.

Andere Arten wie z. B. *Chl. terricola* halten die dauernde Bewegung des Mediums aus. Sie werden dadurch in ihrer Teilungsfähigkeit nicht gehemmt. Aber auch hier, wo absolute Gleichartigkeit des umgebenden Substrates bestimmt vorhanden war, ließ sich die Variabilität nicht verringern. Für diese ist es auch völlig gleichgültig, ob die Durchlüftung während der Nacht, also zur Zeit der Zellteilung, oder am Tage, zur Zeit der Assimilation erfolgt. Dies ist eine Bestätigung des ersten Falles. Es weist eindeutig darauf hin, daß das mehrmalige Umschütteln der Kulturen am Tage die Homogenität des Lebensraumes durchaus gewährleistet. Im Wachstum bleiben dagegen solche Kulturen gegenüber den durchlüfteten zurück.

Die günstige Wirkung der Durchlüftung dürfte auf die gesteigerte Möglichkeit des Gasaustausches zurückzuführen sein. Die Tatsache, daß gerade der Gasaustausch eine Rolle beim Wachstum der Algen spielt, ist schon in anderem Zusammenhang betont worden. Die von Czurda an die Versuche mit bewegten Medien geknüpften Hoffnungen haben sich nicht erfüllt, wenigstens nicht bei den von mir untersuchten Chlamydomonaden. Es ist möglich, daß sich bei anderen Arten oder auch durch andere Methoden dennoch die Variationsbreite vermindern ließe.

Ich habe versucht durch Mutationsauslösung Licht in die genetischen Zusammenhänge der einzelnen Arten zu bringen. Es wurden zu diesem Zweck vegetative Zellen und Zygoten von *Chl. terricola* und *Chl. humophilos* der Einwirkung von Ultraviolettstrahlen ausgesetzt. Die Bestrahlung erfolgte mit einer Hanau U.V.-Lampe vom Typ S. N. 300. Der Lampenabstand betrug 35 cm. Die Dauer der Bestrahlung schwankte zwischen 20 Sekunden und 5 Minuten. In allen Fällen konnten jedoch keinerlei Mutationen beobachtet werden, die sich auf das morphologische Aussehen oder das geschlechtliche Verhalten bezogen hätten. Es soll daher nicht näher auf diese Versuche eingegangen werden.

Daneben wurden auch Röntgenstrahlen herangezogen. Die Untersuchungen wurden an den gleichen Arten vorgenommen. Die Bedingungen waren folgende: Für alle Versuche wurde das Filter Al. 1 verwendet. Die eingestrahlte Röntgeneinheit betrug 1500 r, 3000 r und 6000 r. Bestrahlt wurden vegetative Zellen und Zygoten.

Auch die Einwirkung der Röntgenstrahlen hatte keinen Einfluß auf die Mutationsrate. Abgesehen von 2 Fällen, die zweifelhaft geblieben sind, konnten morphologische Abänderungen nicht erzielt werden. Ebenso war eine Änderung des geschlechtlichen Verhaltens nicht zu beobachten. Bei der einen Ausnahme handelt es sich um die Erhöhung der Pyrenoidzahl bei den Nachkommen einer bestrahlten Zelle von *Chl. humophilos*. Über 50 Proz. aller Individuen wiesen zwei oder mehr Pyrenoide auf. Diese Erscheinung blieb auch nach mehrmaligem Überimpfen erhalten. Der andere Fall betrifft die gleiche Vermehrung der Pyrenoide; sie war hier bei den Gonen einer bestrahlten Zygote festzustellen. Daß es sich dabei tatsächlich um Mutationen handelt, wage ich nicht zu behaupten. Kreuzungen mit dem Typus bieten hier keine Erfolgsaussichten, da die Zellen nicht durchgehend mehrere Pyrenoide aufweisen.

Systematischer Teil.

Probleme der Artabgrenzung.

Die Untersuchungen über die Variabilität einiger Arten der Gattung *Chlamydomonas* haben gezeigt, daß sie, wenigstens bei den behandelten Formen, gering ist. Sie haben ferner ergeben, daß manche Arten Sammelarten darstellen, die aus morphologischen und physiologischen Rassen gebildet werden. Diese Formenschwärme lassen sich jedoch nur schwer auseinanderhalten, da sie miteinander durch alle Übergänge verbunden sind. Es scheint dies darauf hinzudeuten, daß bei der Gattung *Chlamydomonas* und ihren Verwandten eine Algengruppe vorliegt, die sich noch in voller Entwicklung befindet. Eine vollkommen scharfe Abgrenzung der Arten gegeneinander wird damit fast unmöglich gemacht. Dazu kommt, daß über die genetischen Zusammenhänge der einzelnen Arten nichts bekannt ist. Eine natürliche Gliederung der Gattung nach Verwandtschaftskreisen ist somit nicht durchführbar.

Es ist daran gedacht worden, die geschlechtlichen Verhältnisse zu einer Einteilung der Gattung auszunutzen. Dies verspricht jedoch keinerlei Erfolg; gelang es doch MOEWUS von der diözischen *Chl. eugametos* (= *Chl. sphagnophila* PASCHER) durch Kreuzung eine monözische Rasse zu erhalten. Eine ebenfalls monözische Rasse von *Chl. sphagnophila* habe ich dann auch im Freiland wiedergefunden. Daneben kommen nach MOEWUS noch subheterözische Rassen vor.

Man muß leider auch weiterhin bei der durchaus künstlichen Gruppierung der Arten bleiben, die im wesentlichen auf die Chloroplastenverhältnisse zurückgreift. Betrachtet man nur einzelne Zellen, so kann man hierbei leicht zu falschen Schlüssen über die Zugehörigkeit der Art kommen. Es ist also unbedingt notwendig, stets eine große Zahl von Individuen zu untersuchen. Eine vollkommen sichere Bestimmung ist m. E. nur möglich, wenn man den ganzen Entwicklungsgang einer Art kennt, oder wenn sie durch charakteristische Einzelheiten ausgezeichnet ist.

Leider sind die Diagnosen vieler Arten so unvollständig, daß eine Bestimmung unmöglich wird. Derartige Formen müssen als ungenügend bekannt aus der Gattung herausgenommen werden. Es ist besser, solche Arten, wenn sie wiedergefunden werden, neu zu beschreiben, als durch Belassen der doch nicht mehr mit Sicherheit aufklärbaren alten Art zu Irrtümern Anlaß zu geben. Es ist daher fast unmöglich, die geographische Verbreitung einzelner Arten aus der Literatur zu ermitteln. Namentlich bei älteren Arbeiten

tritt dies stark in Erscheinung. Sie haben die im Freiland von ihnen gefundenen Formen vielfach zu Sammelarten, wie z. B. *Chl. pulvisculus* gestellt, deren Diagnosen so weit gefaßt sind, daß darunter fast jede Art fällt. Es ist im einzelnen nicht mehr zu ermitteln, welche Art nun tatsächlich dem betreffenden Autor vorgelegen hat. Hinzu kommt die bei einzelnen Arten recht unklare Synonymie und die Schwierigkeiten, die einer sicheren Bestimmung der *Chlamydomonas*-Arten entgegenstehen, zumal wohl die meisten Autoren kaum immer auf die Originaldiagnosen zurückgegriffen haben, sondern sich mit kurzen Zusammenfassungen begnügten.

Obwohl schon etwa 300 Arten beschrieben sind, ist die Formenfülle noch keineswegs erschöpft, und besonders die Beschäftigung mit den im Boden lebenden Formen wird noch eine große Anzahl neuer Arten ergeben.

Die Versuche haben die starke Konstanz der Zahl der kontraktilen Vakuolen ergeben. Dieses Merkmal ist bis jetzt nicht zur Abgrenzung bzw. Zusammenfassung einzelner Einheiten verwendet worden. Ich glaube aber, daß eine Unterscheidung nach diesem Merkmal durchaus gerechtfertigt ist, wobei betont werden muß, daß zwischen den beiden sich ergebenden Gruppen, also denen mit nur zwei und denen mit mehreren kontraktilen Vakuolen, sehr enge Beziehungen bestehen.

Einige bis jetzt zur Gattung *Chlamydomonas* gezählte Formen sind besser bei *Sphaerellopsis* einzuordnen. Die Einziehung der Gattung *Sphaerellopsis*, wie sie neuerdings Korschikoff vorschlägt (*Volvocineae*, Kiew, 1938), halte ich nicht für zweckmäßig, zeigen doch die typisch entwickelten Zellen gewisse Besonderheiten, die eine Abgrenzung gegen die Gattung *Chlamydomonas* möglich machen. Bei Aufrechterhaltung der Gattung läßt es sich allerdings nicht umgehen, einige *Chlamydomonas*-Arten zu *Sphaerellopsis* zu stellen, worauf auch Skuja (1939) hinweist. Eine Anzahl anderer Arten muß ebenfalls herausgenommen werden. Hierauf wird bei der betreffenden Art dann zurückzukommen sein.

Gerade das Problem der Artabgrenzung wird immer Schwierigkeiten bereiten. Sie sind einmal bedingt durch die letzten Endes stets auch subjektive Auffassung des Artbegriffes, zum anderen durch die Notwendigkeit, die einzelnen Formen durch morphologische Merkmale abzutrennen. Es besteht dabei durchaus die Möglichkeit, daß man eine Anzahl von Arten morphologisch nur sehr schwer oder gar nicht unterscheiden kann, die sich in physiologischer Hinsicht sehr verschieden verhalten. Auch hier wird sich dann wiederum

die Frage ergeben, ob derartige Formen als gute Arten aufzufassen sind, oder ob sie nur als Varietät oder Rasse anderer aufgefaßt werden müssen. Man hat bis jetzt davon Abstand genommen, bei *Chlamydomonas* auf Grund physiologischer Verschiedenheiten Abgrenzungen vorzunehmen. Dies ist zum großen Teil durch die Unkenntnis selbst der wichtigsten physiologischen Verhaltungsweisen und Erfordernisse der Chlamydomonaden bedingt, obwohl Ansätze zu ihrer Erforschung schon relativ früh eingesetzt haben (ARTARI, 1913/14) und jetzt noch fortgesetzt werden (LUCKSCH, LOEFER, DRAGONE-TESTI u. a.). Es ist aber nur ein Bruchteil der großen Artenzahl, der zu solchen Untersuchungen herangezogen werden kann. Meist findet man in physiologischen Untersuchungen Arten genannt, die sich durch große Toleranz gegenüber den verschiedensten Umwelteinflüssen auszeichnen, sich daher auch leicht kultivieren lassen. Das Verhalten derartiger Spezies stellt jedoch keinesfalls die „Normalreaktion" aller *Chlamydomonas*-Arten im Hinblick auf ein Nährmedium dar. Im Gegenteil. Die Masse der Arten dürfte auf irgendeine Umweltbedingung ganz anders ansprechen als die gerade untersuchten Formen. Dies gilt besonders für die spezialisierten Spezies, die an extremen Standorten vorkommen. Die Kulturschwierigkeiten sind jedoch bei diesen meist unüberwindlich, so daß ihre ökologischen Bedingungen fast unbekannt sind. Und gerade sie bilden die Masse der *Chlamydomonas*-Arten.

Das verschiedene ökologische Verhalten der Arten wird teilweise nicht genügend berücksichtigt. Es gilt dies z. B. in starkem Maße für die Erforschung der Bodenalgen. Dadurch, daß man die zu untersuchenden Erdproben allein mit anorganischen Medien ansetzt, trifft man, vielfach unbewußt, eine Auswahl der sich entwickelnden Arten. Spezies, die auf mixotrophe Ernährung angewiesen sind, werden sich in derartigen Kulturen niemals entwickeln. Dadurch treten in den Artenlisten diese oft sehr häufigen Formen nie auf. Als ein Beispiel für viele sei *Chl. mundana* genannt. Diese Alge konnte ich, ebenso z. B. auch MOEWUS, STREHLOW u. a., aus über 50 Proz. aller Erdproben herauskultivieren. FEHÉR, GISTL, BOYE-PETERSEN u. a. führen sie dagegen nicht ein einziges Mal auf. Bei Anwendung anderer Kulturmethoden wäre sie sicher, wenigstens in einigen Kulturen, aufgetreten. An Standorten, die z. B. denen von GISTL ähnlich waren, habe ich *Chl. mundana* stets gefunden. Sie ist jedoch nur bei Anwendung der Faulkulturmethode zu erlangen. Auf diese kann als Ergänzung der anorganischen Medien, auch bei der Untersuchung der Bodenalgen, nicht verzichtet werden. Stellt man 2 Arten-

listen auf, von denen die eine die Formen enthält, die in einer anorganischen Lösung gewachsen sind, die andere solche aus einem organischen Medium (Faulkultur) und vergleicht beide miteinander, so zeigt sich dies deutlich. Gewiß überschneiden sich beide in vielen Fällen, aber ein Teil der Spezies tritt nur in der einen o d e r der anderen Nährlösung auf. Dies gilt besonders für die *Volvocales;* es dürfte aber auch für die übrigen Grünalgen in gleicher Weise zutreffen, desgleichen auch für andere Algengruppen[1]).

Angesetzt am 3. 11. 1938.

Die Untersuchung beider Kulturen erfolgte nach 3 Wochen, am 24. 11. 1938.

P e p t o n f a u l k u l t u r (Geruch: erdig-faulig).

Chlamydomonas mundana (Korsch.) Gerl. — *Chl. elliptica* Korschikoff — *Chlorogonium euchlorum* Ehrbg. — *Polytoma uvella* Ehrbg. — *P. caudatum* Korsch. — *Chlamydobotrys gracilis* Korsch. — *Chl. Korschikoffi* Pascher — *Chlorococcum humicolum* (Naeg.) Rabenh. — *Stichococcus bacillaris* Naeg. — *Fusarium* spec. — Ferner nicht bestimmte farblose Flagellaten.

K u l t u r i n a n o r g a n i s c h e r N ä h r l ö s u n g (nach Pringsheim, abgeändert).

Chlamydomonas minutissima Korsch. — *Chlorococcum humicolum* (Naeg.) Rabenh. — *Stichococcus bacillaris* Naeg. — *Ulothrix tenerrima* Kütz. — *U. subtilis* Kütz. — *Bumilleria exilis* — Farblose Flagellaten.

Daneben steht wahrscheinlich noch eine Artengruppe, die in keinem der Nährmedien gedeiht und so gar nicht in Erscheinung tritt. Daß diese Behauptung nicht allein auf Mutmaßungen beruht, wird jeder bestätigen können, der einmal versucht hat im Freiland, sagen wir in einem Sphagnetum, gefundene Formen zu kultivieren. Selbst bei Verwendung von möglichst weitgehend den natürlichen Bedingungen angeglichenen Lösungen wird man immer nur in wenigen Fällen Erfolg haben. Wieviel geringer sind die Aussichten bei den meist angewandten Nährlösungen. Ich bin daher der Ansicht, daß aus dem physiologischen Verhalten einzelner Arten keinerlei Rückschlüsse auf das anderer Spezies gezogen werden können.

Es erscheint mir auch völlig unmöglich, allein auf Grund eines unterschiedlichen physiologischen Verhaltens neue Arten aufzustellen. Gewiß kann es n e b e n den morphologischen Merkmalen zur Abgrenzung einer Art dienen. Jedoch stehen die physiologischen Merkmale in ihrem systematischen Wert hinter den morphologischen zurück. Ich kann also 2 Arten allein wegen ihrer Unterschiede im Zellbau, obgleich sie physiologisch völlig übereinstimmen, voneinander als gute Arten trennen; ich kann es nicht, wenn die Dinge um-

[1]) Es seien hier als Beispiel 2 Kulturen des gleichen Bodens aufgeführt: Bodenprobe Frohnau 1 (b. Berlin). Erde aus einer jungen Kiefernschonung mit *Betula verrucosa*. Gesammelt: Oktober 1938. $p_H = 6{,}1$; Karbonate fehlend.

gekehrt liegen. Gar die physiologischen Merkmale der einzelnen Arten als Grundlage einer Ordnung zu wählen, ist ein Unding. Denn daß 2 Formen darum näher miteinander verwandt sein sollen, weil sie gleiche physiologische Reaktionen zeigen, ist noch unwahrscheinlicher, als wenn ihre Verwandtschaft allein aus gleicher Morphologie der Zellen abgeleitet wird. Als reine Ordnungsprinzipien sind sie wegen ihrer Kompliziertheit ebenfalls nicht verwendbar. Hierauf weist auch MOEWUS (1933) hin. Ich habe daher, ebenso wie PASCHER, die morphologischen Gegebenheiten als Grundlagen einer Einteilung gewählt, wobei ich mir, wie gesagt, klar darüber bin, daß auch dann absolute verwandtschaftliche Verhältnisse sich nicht feststellen lassen. Ob solche Verbindungen sich überhaupt restlos klären lassen, muß dahingestellt bleiben: im Augenblick ist es unmöglich. Die Versuche, die CHADEFAUD (1936) in dieser Hinsicht unternommen hat, erscheinen verfrüht. Man kann mit gleicher, z. T. sogar mit größerer Wahrscheinlichkeit, ganz andere Ausbildungsformen voneinander ableiten.

Die gleiche Ausbildung des Chromatophoren scheint kein Beweis für die genetische Verwandtschaft der Spezies zu sein. Vielmehr bestehen bei einzelnen Arten die gleichen engen Beziehungen zu anderen Untergattungen. Solche Verbindungen weisen beispielsweise Arten der Untergattungen *Chlamydella* und *Agloë* auf. Ähnlich liegen die Verhältnisse zwischen *Chlamydella* und *Pleiochloris*. Ziemlich unabhängig scheint die von einigen Autoren (z. B. KORSCHIKOFF) abgetrennte Untergattung *Chloromonas* zu sein [1]). Niemals habe ich bei normal pyrenoidführenden Formen an tauglichem Material pyrenoidfreie Individuen beobachten können. Auch der umgekehrte Fall ist mir nicht begegnet. Bei allen übrigen Untergattungen finden sich mehr oder weniger gleitende Übergänge untereinander.

Die Gliederung der ganzen Gattung muß auch weiterhin, ebenso wie ihre Abgrenzung gegenüber anderen Gruppen, völlig künstlich

[1]) Für die nahe Verwandtschaft zwischen den Untergattungen *Chlamydella* und *Agloë* spricht vor allem die Ausgestaltung des Chromatophoren. So konnte ich innerhalb der Untergattung *Chlamydella* Formen beobachten, die bisweilen einen H-förmigen Chromatophoren ausbildeten (vgl. *Chl. humophilos* S. 361); andererseits habe ich z. B. bei *Chl. stellata* DILL die Ausbildung topfförmiger Chromatophoren gesehen. Ferner spricht für enge Beziehungen zwischen beiden Untergattungen der Bau der „Gameten" bei *Chl. stellata* (vgl. S. 354 und 355). Die nahen Beziehungen zwischen *Chlamydella* und *Pleiochloris* gehen unter anderen daraus hervor, daß bei ersterer sehr häufig Formen mit mehreren Pyrenoiden angetroffen werden. (Es sei auch auf die Versuche mit *Chl. humophilos* verwiesen; vgl. Abb. 28, Fig. 6 und Abb. 29, Fig. 2.)

bleiben. Ich halte, hierin Pascher folgend, den Bau des Chromatophoren für ein brauchbares Merkmal zur Abgrenzung der einzelnen Untergattungen gegeneinander, wobei ich nicht die große Variabilität gerade der Chloroplastenverhältnisse übersehe. Denn die Variationsbreite ist nicht so groß, als daß man (bei Untersuchung eines größeren Zellmaterials, und das ist, das sei stets betont, durchaus notwendig) darüber in Zweifel sein kann, wohin die gerade vorliegende Form zu stellen ist. Zur Abgrenzung der Arten gegeneinander ist die Chromatophorengestalt nur bedingt brauchbar. So ist z. B. eine sichere Abgrenzung der von Pascher bei der Untergattung *Chlamydella* aufgestellten Sektionen *Monopleura* und *Chlorogoniella* unmöglich, da zwischen beiden alle Übergänge vorkommen, und die gleiche Art einmal einen Basalteil ausbildet und einmal nicht.

Ich habe als weiteres Unterscheidungsmerkmal die Zahl der kontraktilen Vakuolen herangezogen. Diese ist nach den Erfahrungen an den von mir untersuchten Arten stets konstant. Auch aus der Literatur ist, abgesehen von *Chl. rigensis* und einigen wenigen anderen, nichts Gegenteiliges zu entnehmen. Leider wird die Zahl der Pulsulen bei einer kleinen Anzahl von Arten nicht genannt, bei anderen ist sie fraglich. Hierdurch erhält die Einteilung gewisse Lücken, die ich dadurch zu schließen versucht habe, daß ich für solche Spezies zwei kontraktile Vakuolen annehme. Ich glaube mich aus folgenden Gründen zu diesem Schritt berechtigt: 1. Die Einteilung nach der Zahl der kontraktilen Vakuolen ermöglicht eine klarere Trennung einzelner Gruppen, als die nach dem Bau des Chromatophoren.

2. Die Gliederung der Gattung ist künstlich und entspricht kaum den natürlichen Beziehungen der Arten untereinander.

3. Die weitaus größte Zahl der *Chlamydomonas*-Arten besitzt zwei kontraktile Vakuolen. Das Vorhandensein von mehr oder weniger als zwei dieser Pulsulen gehört zu den Ausnahmen. Es ist also wahrscheinlich, daß die in Frage stehenden Arten ebenfalls zwei kontraktile Vakuolen besitzen. Im übrigen wird bei den Sektionen der Pluri- und Monovacuolatae auf unsichere Formen hingewiesen.

Zahl und Lage der Pyrenoide ermöglichen eine weitere Gliederung. Wenn auch beide eine größere Variationsbreite besitzen, so lassen sie dennoch jederzeit das Erkennen der Untergattung zu. Ferner wird die Beschaffenheit der Papille, die Kernlage, Geißellänge usw. berücksichtigt. Letztere wurden nicht aus dem Grunde weniger

zur Abgrenzung der Arten herangezogen, weil sie veränderlicher als die vorgenannten waren (sie sind sogar im Gegenteil weitgehend konstant), sondern weil hierbei die Verhältnisse schwerer zu erkennen sind, als bei diesen.

Gattungsdiagnose.

Chlamydomonas EHRENBERG.

EHRENBERG, Infus. (1833) 64, Fig. 18, 19.

Syn. *Monas* MÜLLER, Animalc. infus. fluv. et mar. (1780), 7, T. 1, p. — *Uredo* BAUER, Quart. Journ. Lit. Sc. and Arts 7 (1819), 222, p. — *Protococcus* AGARDH, Syst. Alg. (1824), 13, p. — *Sphaerella* SOMMERFELT, Nyt Mag. f. Naturvidenskab. 4 (1824), 249, p. — *Palmella* HOOKER, Appendix to Parrys sec. Voyage (1825), 328, p. — *Coccochloris* SPRENGEL, Syst. Vegetabil. 4, 1 (1827) 373, p. — *Coccophysium* LINK, Handb. 3 (1833), 342. — *Diselmis* DUJARDIN, Hist. Nat. Zoophytes (1841), 342, 343. — *Discera* VOGT in Agassiz, Geol. Alpenreise (1844), 236. — *Gloiococcus* SHUTTLEWORTH, Bibl. Univ. 25 (1849), 405. — *Hysginum* PERTY, Zur Kenntnis kleinster Lebensformen (1852), 95, Taf. 8, p. — *Cryptoglena* CARTER, Ann. Nat. Hist. (1859), p. p. — *Chlamydococcus* A. BRAUN, nach COHN in RABENHORST, Algae exsiccatae (1861), Nr. 1141. — *Gloeocystis* MAGNUS, Ber. Ostsee-Exped. „Pommerania" (1873), 80. — *Acanthococcus* LAGERHEIM, Öfversigt Kgl. Vetensk.-Akad. Förh. (1883) Nr. 2, 62, p. — *Corbiera* DANGEARD, Journ. de Bot. 2 (1888), 384. — *Chloromonas* GOBI, Scripta Bot. Hort. Univ. Imp. Petropol. 15 (1899), 252. — *Dangeardia* BOUGON, Le Micrographe préparat. 8/9 (1900/1901), 65. — *Isococcus* FRITSCH, New Phytol. 13 (1914), 341.

Einzelne Arten sind ferner beschrieben unter:

Glenomorum SCHMARDA, *Microglena* EHRBG. und *Pleurococcus* CIENK. Bestimmte Entwicklungsstadien sind auch unter *Carteria* DIESING oder als *Tetradonta* KORSCH. aufgeführt.

Das Verzeichnis der Synonyme habe ich zum großen Teil übernommen aus H. PRINTZ, Chlorophyceae (in ENGLER-PRANTL, Natürl. Pflanzenfamilien, 2. Aufl., 3, 1927).

Cellulae globosae vel ovoideae, ellipsoideae vel cylindricae, interdum inverse-ovoideae, hemisphaericae vel perirregulares, solitariae nisi in statu quiescente ligamentos palmellaeformes vel gloeocystiformes formantes. Membrana saepe tenuis vel solida, interdum pituitosa; raro basibus vel apicibus sed numquam circum abducens; membrana cellularum vegetativarum semper laevis, rarissime longi-

tudinaliter plicata. Membrana apice frequenter in papillam provecta; papilla antica saepe manifeste interdum vix expressa, vel oblineata vel perdistincta vel nulla; interdum papillae binae.

Protoplastus formam cellulae imitans numquam pseudopodiis, saepe papilla plasmatica notata flagellis duabus; flagella cellulae aequilonga, vel longiora vel breviora.

Chloroplastus variabilis, plerumque validus, interdum persubtilis; primo ollaeformis, in varibus speciminibus commutatus, parietalis, tubuliformis vel H-formis vel perdivisus vel discibus dissolutus vel rarissime taeniaeformis.

Pyrenoidus unicus ad pluriores in chloroplastum immissus, apice vel basaliter vel lateraliter situs; pyrenoidi 2, uterque axialiter siti, vel oppositi, pluriores irregulariter distributi; pyrenoidus globosus vel polygonicus vel ellipsoideus aut angulosus, interdum curvatus aut taeniaeformis.

Stigma unicum ad pluriora vel nulla, in cellula irregulariter situm; ellipticum vel ovoideum vel irregulare; vacuolia contractilia plerumque bina, interdum unica, in polo antico notata, interdum pluriora in apice cellulae vel irregulariter dispersa, rarius fortasse nullum.

Nucleus plerumque in media cellula vel apicibus vel basibus situs. Cellulae longitudinaliter vel obliquo-longitudinaliter vel in speciminibus nonnullis transversaliter divisae; reproductio divisione cellularum matricalium in 2—16 zoosporis. Divisio in statu mobile, cellulae flagellis adhaerentes, interdum in statu gelatinoso.

Propagatio sexualis isogametis vel heterogametis vel propagatio oogama; species vel monoicae vel dioicae (heteroicae); membrana zygotae glabra vel verrucosa.

Zygota 2—8 gonis (rarissime 16—32?) germinans.

Palmellae et Gloeocystes in speciminibus formatae.

Acinetae in intima cellula ortae.

Bestimmungsschlüssel der Untergattungen, Sektionen und Untersektionen.

I. Zellen mit einem oder mehreren Pyrenoiden.

1. Pyrenoide axial gelegen.

A. Ein Pyrenoid (nur ausnahmsweise 2 oder mehrere Pyrenoide bei einzelnen Zellen eines Untersuchungsgemisches).

a) Pyrenoid basal gelegen; Chromatophor topfförmig; Basalstück ± verdickt, Seitenwände verschieden ausgebildet, bisweilen sekundär abgewandelt. subg. *Euchlamydomonas* S. 427.

α) Zellen mit mehreren kontraktilen Vakuolen.
sectio Plurivacuolatae S. 427.

β) Zellen mit 2 apikal gelegenen kontraktilen Vakuolen, die senkrecht zur Geißelebene orientiert sind. sectio Bivacuolatae S. 427.

γ) Zellen mit einer einzigen, apikal gelegenen kontraktilen Vakuole.
sectio Monovacuolatae S. 433.

b) Pyrenoid axial etwa in der Zellmitte gelegen. Chromatophor H-förmig, mit oder ohne Basalstück. subg. *Agloë* S. 434.

α) Zellen mit mehreren kontraktilen Vakuolen.
sectio Plurivacuolatae S. 434.

β) Zellen mit 2 senkrecht zur Geißelebene stehenden kontraktilen Vakuolen. sectio Bivacuolatae S. 434.

B. Zwei Pyrenoide, beide axial; Kern meist zwischen beiden liegend.
subg. *Amphichloris*. S. 435.

2. Ein bis mehrere Pyrenoide, lateral gelegen oder unregelmäßig in der Zelle verteilt, wobei dann einzelne Pyrenoide basale Lage einnehmen können.

A. Ein Pyrenoid oder manchmal zwei, die dann einander ± gerade gegenüberliegen. subg. *Chlamydella* S. 436.

a) Zellen mit mehreren kontraktilen Vakuolen.
sectio Plurivacuolatae S. 436.

b) Zellen mit 2 apikal gelegenen, senkrecht zur Geißelebene stehenden kontraktilen Vakuolen. sectio Bivacuolatae S. 436.

α) Chromatophor im Prinzip topfförmig, von dieser Grundgestalt aber bisweilen abweichend. subsect. *Monopleura* S. 436.

β) Chromatophor eine einseitig wandständige Platte.
subsect. *Chlorogoniella* S. 440.

c) Zellen mit einer apikalen kontraktilen Vakuole.
sectio Monovacuolatae S. 443.

B. Mehrere bis viele unregelmäßig im Chromatophoren verteilte Pyrenoide.
subg. *Pleiochloris* S. 443

a) Zellen mit mehreren kontraktilen Vakuolen.
sectio Plurivacuolatae S. 443.

b) Zellen mit 2 senkrecht zur Geißelebene stehenden kontraktilen Vakuolen.
sectio Bivacuolatae S. 443.

c) Zellen mit einer apikalen kontraktilen Vakuole.
sectio Monovacuolatae S. 445.

II. Zellen ohne Pyrenoid. subg. *Chloromonas* S. 445.

A. Zellen mit 2 senkrecht zur Geißelebene stehenden kontraktilen Vakuolen.
sectio Bivacuolatae S. 445.

B. Zellen mit einer einzigen apikalen kontraktilen Vakuole.
sectio Monovacuolatae S. 450.

Sectio Plurivacuolatae: Vacuolia contractilia 3 ad pluriora, apicibus vel basibus vel varie in cellulis disposita. Ceterum cellulae signis subgeneris.

Sectio Bivacuolatae: Vacuolia contractilia 2, apice cellulae sita, ad planitiem flagellorum directa.

Sectio Monovacuolatae: Vacuolia contractilia 1, in polo antico sita.

Bestimmungsschlüssel der Arten.

Untergattung I. *Euchlamydomonas.*

Arten mit basalem Pyrenoid im Chromatophoren, der im Prinzip topfförmig ist.

Sectio 1: Plurivacuolatae.

I. Chromatophor glatt und nicht in Längsstreifen aufgelöst.

1. Zellen nicht mit verschiedener Breit- und Schmalseite, kugelig. *Chl. Pertyi.*

2. Zellen mit verschiedener Breit- und Schmalseite, breit-eiförmig. *Chl. gutta.*

II. Chromatophor in Langsstreifen aufgelöst. *Chl. pulsatilla.*

Sectio 2: Bivacuolatae.

I. Zellen ohne Papille.

1. Chromatophor glatt, nicht zerteilt oder gelappt.

A. Zellen kugelig, breit-ellipsoidisch, breiter als hoch bis halbkugelig.

a) Zellen sehr klein, bis 7 μ groß.

α) Chromatophor kräftig, mit weit nach vorn reichenden Seitenwänden. *Chl. globosa.*

β) Chromatophor nur aus einem napfförmigen Basalstück bestehend. *Chl. ametastatos.*

b) Zellen über 7 μ groß.

α) Zellen in weit abstehenden verschleimten Hüllen lebend. *Chl. gloeosphaera.*

β) Zellen nicht in weit abstehenden verschleimten Hüllen lebend.

§) Zellen stark kugelig oder wenig länger als breit; jedenfalls nicht halbkugelig.

!) Chromatophor glatt, nicht längsstreifig.

/) Membran zart, Stigma kurz. *Chl. incerta.*

//) Membran dick.

—) Stigma sehr lang, strichförmig. Zellgröße 18—22 μ. *Chl. longirubra.*

=) Stigma kurz elliptisch, Zellen 9—13 μ. *Chl. orbicularis.*

!!) Chromatophor längsstreifig. *Chl. zebra.*

§§) Zellen breiter als hoch, stark halbkugelig.

!) Zellen vorn nur leicht ausgerandet. *Chl. pomiformis.*

!!) Zellen vorn stark und schmal vertieft. *Chl. impressa.*

B. Zellen anders gestaltet.

a) Im Prinzip eiförmig bis ellipsoidisch, selten fast kugelig.

α) Zellen nicht der Länge nach abgeplattet.

§) Stigma vorhanden.

!) Alge des roten Schnees, meist im unbeweglichen Zustand lebend; Zellen ellipsoidisch bis ellipsoidisch-eiförmig. *Chl. nivalis.*

!!) Anders lebend.

/) Zellen breit-eiförmig bis manchmal fast kugelig oder kurz-ellipsoidisch.

—) Zellen breit-eiförmig.

±) Zellen apikal nicht lang vorgezogen.

*) Membran derb, Zellen höchstens 14 μ lang.

›) Chromatophor höchstens $^3/_4$ der Zellänge messend, am Vorderende gelappt, Stigma über der Mitte gelegen. *Chl. paludosa.*

››) Chromatophor weit nach vorn reichend, Stigma fast ganz hinten gelegen. *Chl. basimaculata.*

**) Membran sehr zart, Zellen meist über 14 μ lang. *Chl. Reinhardi.*

±±) Zellen apikal lang vorgezogen. *Chl. sinica.*

=) Zellen mehr eiförmig-ellipsoidisch. *Chl. intermedia.*

//) Zellen nicht breit-, sondern mehr gestreckt-eiförmig, bis fast walzlich.

—) Zellen vorn spitz; Pyrenoid meist schief, Stigma fast äquatorial. *Chl. Ehrenbergii.*

=) Zellen sehr gestreckt, stumpf; Stigma vorn; Pyrenoid axial nicht seitlich verschoben. *Chl. lismorensis.*

§§) Ohne Stigma.

!) Zellen stark kegelförmig, nach vorn fast geradlinig verschmälert; basal oft sehr flach gewölbt, manchmal fast ganz eben. *Chl. coniformis.*

!!) Zelle basal fast kugelig, nach vorn flaschenhalsförmig verschmälert. *Chl. lagenula.*

β) Zellen der Länge nach etwas abgeplattet; vorn stumpf; Geißeln nicht eng beieinander inserierend; Pyrenoid etwas auf die Breitseite verschoben. *Chl. subasymmetrica.*

b) Zellen verkehrt-eiförmig bis fast verkehrt-kegelförmig, vorn sehr breit und dabei abgerundet bis abgeflacht. *Chl. conica.*

2. Chromatophor in mannigfacher Weise geteilt oder gelappt.

A. Chromatophor in wandständige Längsstreifen, Bänder oder Scheibchen aufgelöst.

a) Wandstück des Chromatophoren in ungleichartige Längsstreifen aufgelöst. *Chl. polydactyla.*

b) Wandstück in ungleichgroße Scheibchen aufgeteilt. *Chl. sectilis.*

B. Chromatophor mehr radiär zerteilt.

a) Zellen nicht in Gallerthüllen lebend. *Chl. rotula.*

b) Zellen einzeln oder zu mehreren in weit abstehenden Gallerthüllen lebend. *Chl. sidérogloea.*

II. Zellen mit Papille.

1. Zellen kugelig, eiförmig bis ellipsoidisch-walzlich, nicht ausgesprochen verkehrt-eiförmig.

A. Chromatophor glatt, nicht auffallend längsstreifig und auch nicht ganz oder teilweise aus Längsstreifen bestehend.

a) Zellen im Querschnitt rund, nicht abgeflacht oder abgeplattet.

α) Zellen kugelig.

§) Papille sehr verwischt, Membran ganz allmählich in das breite Vorderende verdickt.

!) Papille deutlich, spitz. Zellen mit derber Membran und sehr kräftigem Chromatophoren; über 7 μ groß. *Chl. umbonata.*

!!) Papille stumpf, sehr undeutlich; Membran zart, Zellen bis 7 μ groß. *Chl. microsphaerella.*

§§) Papille deutlich.

!) Papille auffallend klein, scharf abgesetzt; Stigma vorn. *Chl. simplex.*

!!) Papille deutlich, nicht auffallend klein und nicht abgeflacht.

/) Sehr kleine Art, bis 9 μ lang; epiphytisch in Microcystis. Geißeln über körperlang. *Chl. epiphytica.*

//) Größere freilebende Arten mit nur wenig über körperlangen Geißeln.

—) Membran derb; Chromatophor bis zur Papille reichend, basal deutlich verdickt; Stigma äquatorial. *Chl. microsphaera.*

=) Membran relativ zart, Chromatophor kaum nach vorn reichend und basal wenig verdickt; Stigma vorn, zweispitzig. *Chl. pseudopertyi.*

!!!) Papille breit abgeflacht.

') Pyrenoid axial.

—) Zellen sehr klein, unter 10 μ; Geißeln etwa 2 $\times$ körperlang. *Chl. sphaeroides.*

=) Zellen über 10 μ; Geißeln höchstens körperlang.

$\pm$) Chromatophor kaum bis zur halben Länge der Zelle mit seinem Basalstück reichend.

*) Geschlechtliche Fortpflanzung durch ausgesprochene Heterogamie; junge Zellen ellipsoidisch, ältere bisweilen breit halbkugelig. *Chl. heterogama.*

**) Fortpflanzung durch Isogamie; junge Zellen fast kugelig, ältere nie halbkugelig. *Chl. proboscigera.*

$\pm\pm$) Basalstück des Chromatophoren bis weit über die Mitte reichend. *Chl. conferta.*

//) Pyrenoid dadurch, daß das Basalstück des Chromatophoren etwas aus der Symmetrieebene verschoben ist, seitlich gelegen; Papille breit ausgerandet; Stigma äquatorial. *Chl. noctigama.*

β) Zellen fast halbkugelig.

§) Papille groß, nicht scharf abgesetzt; Chromatophor normal entwickelt. *Chl. gyrus.*

§§) Papille klein, scharf abgesetzt; Chromatophor sehr klein, in der Form einer basalen Mulde, meist mit undeutlichen Rändern. *Chl. gyroides.*

γ) Zellen kurz-ellipsoidisch, eiförmig oder gestreckt-eiförmig bis spindelig.

§) Pyrenoid in der Form eines basalen, oft hufeisenartig geformten Bandes; Papille abgestutzt; Zellen oft fast kugelig. *Chl. Braunii* (einschl. var. *scutula*).

§§) Pyrenoid kugelig; ellipsoidisch bis polyedrisch.

!) Ohne Stigma; Zellen ellipsoidisch-eiförmig; Basalstück gegen die Zelle fast gerade begrenzt; Membran oft sehr derb. *Chl. Franki.*

!!) Ein Stigma vorhanden.

/) Pyrenoid mit nur zwei uhrglasartig zusammenschließenden Stärkekalotten.

—) Basalstück des Chromatophoren ziemlich deutlich vom Wandstück abgesetzt. Stigma in der hinteren Zellhälfte. Zelle meist leicht gekrümmt. *Chl. bipartita.*

=) Chromatophor basal allmählich verdickt und nicht abgesetzt. Stigma im vorderen Viertel, Zellen nicht gekrümmt. *Chl. biconvexa.*

!!) Pyrenoid mit mehreren Stärkekörnern.

—) Zellen mit zwei Papillen, die voneinander ziemlich weit entfernt sind. *Chl. biverruca.*

=) Zellen mit einer Papille.

±) Zellen ellipsoidisch bis kurz-ellipsoidisch-eiförmig, aber nicht spindelförmig.

*) Papille nicht scharf abgesetzt.

›) Papille abgeflacht, Geißeln über 2 × körperlang. Stigma groß, äquatorial. *Chl. monoica.*

››) Papille nicht abgeflacht, sondern mehr spitz vorgezogen.

×) Zellen ausgesprochen kugelig-eiförmig, mit sehr lang ausgezogenem Vorderende. *Chl. protracta.*

××) Zellen mehr ellipsoidisch-eiförmig.

?) Stigma äquatorial oder in der unteren Zellhälfte; Basalstück nicht stark verdickt.

') Stigma klein, Chromatophor blaugrün. *Chl. gracilis.*

") Stigma groß, Chromatophor rein grün.

○) Stigma nach vorn zugespitzt. Basalstück und Pyrenoid bikonvex. *Chl. Kuwadae.*

○○) Stigma elliptisch. Basalstück gerade begrenzt. Pyrenoid rund. *Chl. callosa.*

??) Stigma vorn; Basalstück sehr verdickt, Seitenwände des Chromatophoren bisweilen sehr buchtig. *Chl. Snowiae* (einschl. var. *pluristigma*).

**) Papille deutlich abgesetzt.

›) Zellen im ausgewachsenen Zustand in weiten schalenartigen Hüllen lebend. *Chl. loricata.*

››) Zellen nicht in abstehenden Hüllen lebend.

×) Papille spitz, Stigma strichförmig. *Chl. Goroschankini.*

××) Papille rundlich, meist fast halbkugelig oder auch abgeflacht.

?) Papille abgeflacht, nicht ausgesprochen halbkugelig; Stigma umgekehrt kommaförmig. *Chl. komma.*

??) Papille ausgesprochen halbkugelig.

') Papille sehr klein; Stigma langstrichförmig, schräg verlaufend.
Chl. macrostigma.

") Papille groß, Stigma elliptisch.

○) Pyrenoid meist rundlich oder polygonal, aber nicht vierkantig und auch nicht asymmetrisch gelegen.
Chl. Debaryana (einschl. var. *atactogama* und var. *micropapillata* sowie f. *pluristigma*).

○○) Pyrenoid kantig flächig oder polygonal; Zellen ellipsoidisch-walzlich.

;) Basalstück des Chromatophoren nicht seitlich verschoben; Pyrenoid axial. *Chl. angulosa.*

;;) Basalstück des Chromatophoren etwas schief seitlich verlagert Pyrenoid daher auf eine Seite verschoben. *Chl. subcylindracea.*

±±) Zellen gestreckt-eiförmig.

*) Zellen spindelförmig, mit lang ausgezogener hyaliner Spitze. *Chl. formosissima.*

**) Zellen gestreckt-eiförmig oder spindelförmig.

›) Zellen mit stark ausgeprägter Papille.

×) Papille sehr breit, fast rechtwinklig abgestutzt. Geißeln über körperlang.
Chl. pseudocostata.

××) Papille nach vorn verschmälert; Zellen oft leicht gekrümmt. Geißeln nur $^2/_3$ körperlang. *Chl. chlorogonioides.*

››) Papille klein, aber deutlich ausgebildet.

×) Zellen lang gestreckt, nach vorn sehr lang und fast gleichmäßig verschmälert; Chromatophor basal wenig verdickt.
Chl. longeovalis.

××) Zellen gestreckt-eirund, Chromatophor basal stark verdickt, ebenso der obere Teil des Wandstückes, so daß der Chloroplast oben oft geschlossen ist; Pyrenoid quergestreift.
Chl. decipiens.

b) Zellen der Länge nach zusammengedrückt oder abgeplattet und teils zugleich gekrümmt oder ausgesprochen dorsiventral, also mit Bauch- und Rückenseite.

a) Zellen nur abgeplattet, nicht gekrümmt und nicht dorsiventral.

§) Zellen mit einer äußerst großen, mächtig verdickten Papille, die von der Zellmitte her sich verdickt und die ganze Zellform bestimmt. *Chl. tauros.*

§§) Papille sehr viel kleiner, aber deutlich ausgebildet.

!) Papille nicht scharf abgesetzt, Chromatophor mit mächtigem Basalstück und von der Breitseite betrachtet median bis zum Basalstück gespalten. *Chl. fissa.*

!!) Papille scharf abgesetzt, Chromatophor basal kaum verdickt und auch nicht gespalten, das vordere Viertel der Zelle freilassend, Stigma strichförmig. *Chl. complanata.*

β) Zellen ausgesprochen dorsiventral, mit flacher Bauch- und gewölbter Rückenseite; von der Breitseite gesehen im allgemeinen elliptisch, nach vorn zugespitzt; mit ganz allmählich vermittelter Papille; Pyrenoid etwas gegen die Rückenseite verschoben. *Chl. dorsoventralis.*

γ) Zellen abgeplattet und gegen die eine Breitseite gebogen.

§) Ausgewachsene Zellen in der Mitte taillenartig eingeschnürt und gegen das Hinterende zugespitzt; mit Stigma. *Chl. constricta.*

§§) Ausgewachsene Zellen nicht eingeschnürt und basal nicht zugespitzt; ohne Stigma. *Chl. incurva.*

B. Chromatophoren auffallend längsstreifig oder direkt in Längsstreifen aufgelöst oder durch radiäre Einschnitte gelappt.

a) Chromatophor in einzelne polygonale Platten aufgelöst oder durch radiäre Einschnitte gebuchtet.

α) Zellen länglich eiförmig; Chromatophor durch Spalten in Platten zerteilt. *Chl. subcomposita.*

β) Zellen breit-ellipsoidisch bis kugelig.

§) Stigma fehlend; Chromatophor sehr unregelmäßig durch radiäre Einschnitte ausgebuchtet. *Chl. corrosa.*

§§) Stigma vorhanden.

!) Chromatophor durch von innen ausgehende Einschnitte buchtig; basal nicht verdickt; Stigma lang strichförmig. *Chl. gibberula.*

!!) Chromatophor durch von außen nach innen verlaufende Einschnitte zerteilt.

/) Papille klein, halbkugelig; Chromatophor ungemein verdickt; Zellen fast kugelig. *Chl. macropyrenoidosa.*

//) Zellen mehr ellipsoidisch; Papille groß, von der Seite gesehen schmal. *Chl. subradiata.*

b) Chromatophor längsstreifig oder direkt in Längsstreifen aufgelöst.

α) Zellen kugelig bis fast kugelig.

§) Papille halbkugelig; Pyrenoid muldenförmig; oft um die Zellen eine Gallerthülle vorhanden. *Chl. parallelestriata.*

§§) Papille breit abgestutzt, fast ausgerandet; Pyrenoid nicht muldenförmig; Chromatophor nach vorn in Längsbänder aufgelöst. *Chl. nasuta.*

β) Zellen ellipsoidisch bis walzlich oder eiförmig.

§) Chromatophor groß, gut entwickelt.

!) Papille groß.

/) Zellen breit-ellipsoidisch, die breite flache Papille ziemlich scharf abgesetzt. *Chl. multitaeniata.*

//) Zelle ellipsoidisch-eiförmig; die gerade abgeschnittene Papille aus der Zellform heraus ganz allmählich vermittelt, nicht scharf gegen die Zellform abgesetzt. *Chl. costata.*

!!) Papille klein; Zellen sehr gestreckt, leicht tonnenförmig bis fast walzlich. *Chl. Steinii.*

§§) Chromatophor sichtlich reduziert, klein, nur aus dem Basalstück bestehend, das nur kurze ungleiche Längsfortsätze entwickelt. Zellen eiförmig. *Chl. basistellata.*

2. Zellen im Prinzip verkehrt-eiförmig, vorn meist breiter als hinten; manchmal leicht unregelmäßig oder leicht asymmetrisch.

A. Zellen mit sehr lang ausgezogenem, oft leicht welligem Schwanz, der die Länge des Protoplasten erreicht; Größe 50—60 μ; ohne Stigma. *Chl. ranula.*

B. Zellen ohne ein sehr langes Schwanzende.

a) Papille klein, deutlich differenziert.

α) Mit Augenfleck.

§) Augenfleck sehr klein; Zellen sehr unregelmäßig verkehrt-eiförmig, dabei mit fast geraden Seiten verschmälert; vorn breit abgerundet; mit kleiner aufgesetzter Papille, die nicht gestutzt ist. *Chl. elongata.*

§§) Augenfleck sehr deutlich; Zellen unregelmäßig gekrümmt, bis bohnenförmig. Papille gestutzt, nicht scharf abgesetzt. *Chl. pisiformis.*

β) Ohne Augenfleck; Zellen in der vorderen Hälfte walzlich; hintere Hälfte kegelförmig verschmälert, stumpf. *Chl. conocylindrus.*

b) Papille meist sehr groß, oft vermittelt in den Zellumriß übergehend.

α) Papille leicht stumpf, breit, nicht scharf abgesetzt, sondern allmählich vermittelt; Chromatophor leicht längsstreifig; Zellen oft einseitig entwickelt und oft schwanzartig ausgezogen.

§) Längsteilung; Zellen meist lang und dünn, schwanzartig ausgezogen. *Chl. caudata.*

§§) Teilung fast quer; Zellen oft stumpf, doch auch schwanzartig ausgezogen. *Chl. subcaudata.*

β) Papille vorn breit abgestutzt bis ausgerandet.

§) Zelle spitz ausgezogen; Papille vermittelt; Stigma sehr groß. *Chl. acutata.*

§§) Zellen mit riesiger, oft fast zellbreiter, vorn gerade abgestutzter Papille; Zellen nicht spitz ausgezogen, meist stumpf. *Chl. capitata.*

Sectio 3: Monovacuolatae.

I. Chromatophor in Scheiben aufgelöst; Zellen eiförmig-ellipsoidisch. *Chl. fallax.*

II. Chromatophor nicht aus einzelnen Scheiben bestehend.

1. Zellen mit Stigma.

A. Zellen sehr gestreckt-ellipsoidisch, bis fast ausgesprochen walzlich; Stigma lang strichförmig; Chromatophor am Vorderende mit mehreren Längsstreifen. *Chl. asiatica.*

B. Zellen eiförmig; Stigma knopfförmig; Chromatophor am Vorderende nicht ausgerandet, mit sehr verdicktem Basalstück. *Chl. Strohschneideri.*

2. Zellen ohne Stigma, Papille fehlend, Membran dünn. *Chl. caeca.*

Untergattung *Agloë*.

Sectio 1: Plurivacuolatae.

I. Zellen mit vielen Vakuolen, die auf Vorder- und Hinterende verteilt sind. *Chl. biciliata.*

Sectio 2: Bivacuolatae.

I. Chromatophor ohne Streifung und nicht gelappt oder geteilt.
1. Zellen im Querschnitt rund, nicht dorsiventral.
A. Chromatophor topfförmig; Basalstück also noch vorhanden.
a) Zellen ohne Papille; Stigma fehlend. *Chl. Waldenburgensis.*
b) Zellen mit Papille.
α) Zellen eiförmig; Papille stumpf-kegelförmig, nicht scharf abgesetzt. *Chl. conjungens.*
β) Zellen ellipsoidisch bis fast walzlich.
§) Papille klein, breit-kegelförmig, stumpf.
!) Stigma schmal-elliptisch bis strichförmig, Kern im vorderen Zelllumen; Geißeln körperlang. *Chl. mutabilis.*
!!) Stigma groß, ungleich elliptisch; Kern basal gelegen; Geißeln $1^1/_2\times$ körperlang. *Chl. regularis.*
§§) Papille groß, flach bogig bis breit dreieckig; Stigma sehr klein. *Chl. limosa.*
B. Kein Basalstück am Chromatophoren; Wandstück mehr oder weniger röhrenförmig.
a) Zellen eiförmig oder spindelförmig.
α) Zellen spindelförmig; Papille kaum wahrnehmbar, Membran gering kalottenartig verdickt. *Chl. inhabilis.*
β) Zellen eiförmig.
§) Ohne Papille. *Chl. pseudagloë.*
§§) Papille ziemlich scharf abgesetzt, groß, kegelförmig; Stigma groß strichförmig. *Chl. Dangeardii.*
§§§) Papille völlig vermittelt.
!) Stigma groß strichförmig, im vorderen Drittel; Papille ausgesprochen spitz. *Chl. acutiformis.*
!!) Stigma klein und rundlich, ganz vorn gelegen. *Chl. bella.*
b) Zellen ellipsoidisch bis walzlich.
α) Ohne Papille; Zellen ellipsoidisch. *Chl. sylvicola.*
β) Mit Papille.
§) Zellen walzlich.
!) Papille sehr klein, aber scharf abgesetzt; Zellen etwa $4\times$ länger als breit. *Chl. cylindrica.*
!!) Papille groß, sehr breit, ziemlich scharf abgesetzt; Zellen etwa $3\times$ so lang als breit. *Chl. bacillus.*
§§) Zellen ellipsoidisch.
!) Stigma basal gelegen.
/) Zellen mit einer scharf abgesetzten Papille; Querplatte des Chromatophoren sehr kräftig, rückwärtiges Röhrenstück sehr klein, selten auch ganz fehlend. Stigma rundlich. *Chl. imitans.*

//) Papille sehr vermittelt, klar nur normal zur Geißelebene zu erkennen; Stigma sehr groß elliptisch; Querplatte des Chromatophoren nicht stark ausgebildet. *Chl. Chodati.*

!!) Stigma im vorderen Drittel, klein; eine mächtige kappenförmige Papille. *Chl. glans.*

c) Zellen verkehrt-eiförmig.

α) Ohne Papille; Querplatte annähernd äquatorial. *Chl. Klebsii.*

β) Zellen mit halbkugeliger Papille; Querplatte über der Mitte. *Chl. obversa.*

2. Zellen ausgesprochen dorsiventral; vorn mit einer kleinen Papille; Bauchseite flach. *Chl. agloëformis.*

II. Mit Längsstreifen, Längsrippen oder andersartig zerteilt; Querplatte nicht immer ausgefärbt; Pyrenoid aber immer zentral.

1. Längsstreifen oder Längsleisten.

A. Chromatophor nur an den beiden Enden zerteilt.

a) Zellen gestreckt, verkehrt-eiförmig bis ellipsoidisch. Stigma äquatorial; Membran derb. *Chl. obtusata.*

b) Zellen breit-ellipsoidisch.

α) Wandteil des Chromatophoren in wenige unregelmäßige Lappen zerteilt. Geißeln nicht ganz körperlang. *Chl. fiscina.*

β) Wandteil in sehr viele Rippen zerteilt, die annähernd gleich lang sind; Geißeln weit über körperlang. *Chl. scarabaeus*

B. Chromatophor in durchgehende Längsstreifen aufgelöst.

a) Zellen ohne Papille; Chromatophor in dünne gekrümmte Streifen aufgelöst. Stigma klein punktförmig. *Chl. arachne.*

b) Zellen mit Papille.

α) Papille sehr breit und flach, ausgerandet; Zellen basal in einen kurzen, stumpf abgerundeten Schwanz ausgezogen. *Chl. rhopaloides.*

β) Papille halbkugelig, scharf abgesetzt; Zellen ellipsoidisch-walzlich. *Chl. virgata.*

2. Keine Längsstreifen oder Längsleisten.

A. Ränder des Chromatophoren gelappt.

a) Chromatophor durch Einschnitte in vier große Lappen zerteilt. *Chl. speciosa.*

b) Ränder des Chromatophoren unregelmäßig lappig, aber nicht eigentlich zerteilt. *Chl. tumida.*

B. Chromatophor reicher zerteilt.

a) Zellen mit Stigma.

α) Zellen verkehrt-eiförmig, ohne Papille; Membran abstehend. *Chl. eradians.*

β) Zellen ellipsoidisch, mit Papille. Membran anliegend. *Chl. stellata.*

b) Zellen ohne Stigma. Papille fehlend. *Chl. pulchra.*

Untergattung *Amphichloris.*

I. Chromatophor in Form zweier endständiger Teile ausgebildet, die untereinander nicht verbunden sind.

1. Chromatophor kappenförmig, nicht zerteilt und keine Längsrippen aufweisend. *Chl. cucculata.*

2. Chromatophor mit starken Längsrippen, die oft verlängert sind. *Chl. zygnemoides.*

II. Chromatophor nicht in Form getrennter, endständiger Teile, sondern im Prinzip topfförmig mit zwei ± starken Querplatten.

1. Chromatophor glatt, ohne deutliche Längsstreifen.

A. Zellen ohne Membranwarze.

a) Membran auch apikal eng dem Protoplasten anliegend; Stigma im hinteren Viertel. *Chl. metastigma.*

b) Membran am vorderen Zellviertel abgehoben; Stigma im vorderen Zellviertel. *Chl. geminata.*

B. Zellen mit Membranwarze.

a) Papille groß, halbkugelig; die röhrenförmige Partie des Chromatophoren kräftig entwickelt. *Chl. doliolum.*

b) Papille klein; Röhrenstück des Chromatophoren relativ dünn.

α) Papille flach, leicht ausgerandet; Zellen mehr gestreckt-ellipsoidisch, nicht kugelig. *Chl. pertusa.*

β) Papille sehr klein, kegelförmig; Zellen meist kugelig bis sehr breit ellipsoidisch. *Chl. Skujae.*

2. Chromatophor deutlich längsstreifig oder stellenweise durch Längsstreifen zerteilt.

A. Chromatophor nicht in Streifen aufgelöst; sein Basalstück von Längsstreifen durchbrochen; Zellen sehr gestreckt, ei-sackförmig. Papille sehr stumpf und niedrig. *Chl. sacculiformis.*

B. Chromatophor mehr oder weniger in parallele Längsstreifen aufgelöst.

a) Zellen ohne Papille, ellipsoidisch; meist in *Gloeocystis*-artigen Lagern lebend. *Chl. Kleinii.*

b) Zellen mit spitzer Papille; ausgesprochen walzlich, an beiden Enden stark abgestutzt-abgerundet, im Umriß fast lang rechteckig. *Chl. penium.*

Untergattung *Chlamydella.*

Sectio 1: Plurivacuolatae.

I. Zellen ziemlich klein, kugelig oder kugelig-eiförmig. Geißeln $1^1/_2\times$ körperlang. Vier kontraktile Vakuolen. *Chl. tetraolaris.*

II. Zellen sehr groß, spindelförmig. Geißeln kürzer als der Zellkörper; 2—3 kontraktile Vakuolen. *Chl. Rigensis.*

Sectio 2: Bivacuolatae.

I. Zellen mit topfförmigem Chromatophoren (Gruppe *Monopleura*)[1].

1. Chromatophor mit einem annähernd in halber Zellhöhe stehenden Pyrenoid; Pyrenoid dabei nicht ringförmig oder in der Form eines Ringteiles.

A. Marine Arten.

a) Zellen dreieckig, Geißeln $3\times$ körperlang. *Chl. triangularis.*

b) Zellen birnförmig, Geißeln etwa körperlang. *Chl. piriformis.*

c) Zellen spindelförmig, ohne Stigma, Geißeln ± körperlang; Chloroplast fast ganz die Zelle ausfüllend. *Chl. brachyura.*

B. Im Süßwasser oder Erdboden vorkommende Arten.

[1]) Infolge der Variabilität der Chloroplastengestalt ist es notwendig, in jedem Fall auch die Arten der Gruppe *Chlorogoniella* zu vergleichen.

a) Chromatophor, abgesehen von seiner oft weitmaschigen Struktur, nicht in große Lappen zerlegt oder von Spalten durchbrochen.

α) Zellen ohne Papille.

§) Zellen dorsiventral.

!) Zellen auf einer Seite ober- und unterhalb der Zellmitte tief eingebuchtet. Chromatophor daher nasenförmig nach außen vorspringend. *Chl. epsilon.*

!!) Zellen von der Seite gesehen elliptisch; Stigma groß, strichförmig, im vorderen Drittel. *Chl. Kniepii.*

!!!) Zellen vom Rücken aus gesehen elliptisch-eiförmig.

/) Stigma vorhanden, elliptisch, etwa in der Zellmitte liegend. Teilweise zwei Pyrenoide. *Chl. musculus.*

//) Stigma fehlend, Membran am Vorderende leicht verdickt, ohne jedoch eine Papille zu bilden. *Chl. convexa.*

§§) Zellen nicht dorsiventral, sondern ellipsoidisch oder anders gestaltet.

!) Zellen verkehrt-kegelförmig, Stigma strichförmig. *Chl. hallensis.*

!!) Zellen ellipsoidisch bis breit-ellipsoidisch, niemals walzlich [1]).

/) Stigma elliptisch; Zellen breit-ellipsoidisch bis leicht oval; vielfach in Gallertlagern lebend. *Chl. Peterfii.*

//) Stigma strichförmig, Zellen meist mehr walzlich-ellipsoidisch, nicht vorwiegend in Gallertlagern lebend. *Chl. sphagnophila.*

!!!) Zellen gestreckt-ellipsoidisch, fast walzlich oder ei-ellipsoidisch.

/) Zellen gestreckt eiförmig, vorwiegend in Gallertlagern lebend. Basal breit gerundet, vorn verschmälert; Kern vor der Zellmitte. *Chl. dactylococcoides.*

//) Zellen nicht vorwiegend in Gallertlagern.

—) Zellen beiderseits verschmälert, Membran basal oft abgehoben; Kern in der vorderen Zellhälfte. *Chl. koprophilos.*

=) Zellen an beiden Enden breit abgerundet.

±) Stigma fleckförmig. Zellen zylindrisch mit ausgebildetem Basalstück; Kern basal. *Chl. dysosmos.*

±±) Stigma strichförmig. Zellen gestreckt ellipsoidisch. Kern basal. *Chl. parvula.*

β) Zellen mit Papille.

§) Papille spitz, mehr oder weniger scharf abgesetzt. Zellen ellipsoidisch-eiförmig bis ellipsoidisch.

!) Papille scharf abgesetzt. Zellen ellipsoidisch, ohne Stigma. *Chl. acutissima.*

!!) Papille nicht scharf abgesetzt, Stigma vorhanden; Zellen mehr eiförmig. *Chl. parietaria.*

§§) Papille stumpf oder schneidenförmig.

!) Freilebende Formen.

/) Zellen ohne Augenfleck.

—) Ausgewachsene Zellen regelmäßig walzlich; Chromatophor nur schwach ausgebildet, bisweilen ringförmig. *Chl. venusta.*

[1]) Die Arten sind schwer zu unterscheiden; in jedem Fall sind die Abbildungen zu vergleichen.

=) Zellen ellipsoidisch. Chromatophor kräftig, niemals ringförmig. *Chl. typhlos.*

') Zellen mit Augenfleck.

—) Zellen eiförmig, verkehrt-eiförmig, walzlich oder zitronenförmig.

±) Zellen eiförmig.

*) Stets nur ein Stigma vorhanden.

›) Papille sehr groß, abgerundet; Stigma groß elliptisch. Zellen eiförmig-ellipsoidisch. *Chl. hebes.*

››) Papille klein. Stigma meist von geringer Größe.

×) Zellen gestreckt-eiförmig. Membran basal oft weit abstehend. Stigma elliptisch. *Chl. rhigophilos.*

××) Zellen ei-kegelförmig, bisweilen leicht gekrümmt. Stigma rund, fleckförmig. *Chl. inconstans.*

**) Normal zwei Stigmen vorhanden. Zellen eiförmig-ellipsoidisch; Papille klein kegelförmig. *Chl. sestinensis.*

±±) Zellen walzlich oder ausgewachsen zitronenförmig.

*) Zellen walzlich; nach vorn nicht verbreitert. Papille fast halbkugelig. Geißeln weniger als körperlang. *Chl. concinna.*

**) Zellen (ausgewachsen) zitronenförmig; mit rasch verschmälerten, kurz zitzenförmigen Enden; manchmal etwas schief. *Chl. citriformis.*

±±±) Zellen verkehrt-eiförmig, zum Teil verkehrt-eiförmig-zylindrisch.

*) Zellen verkehrt-eiförmig, hinten mit einem kurzen, flach abgerundeten Schwanz. Chromatophor nicht streifig. Papille scharf abgesetzt. *Chl. Silesiae.*

**) Zellen verkehrt-eiförmig-zylindrisch, ohne Schwanzende; Chromatophor divergierend streifig. Papille vermittelt. *Chl. pennata.*

=) Zellen ellipsoidisch bis fast kugelig.

±) Papille schneidenförmig, bisweilen leicht ausgerandet oder breit abgestutzt.

*) Stigma unterhalb der Zellmitte, sehr groß, langstrichförmig; Zellen fast kugelig; Membran sehr dick; Papille keilförmig. *Chl. eupapillata.*

**) Stigma in der vorderen Zellhälfte, Zellen ellipsoidisch.

›) Membran sehr dick; Papille schief, kantig. *Chl. pachychlamys.*

››) Membran dünn, nicht gelatinös.

×) Zellmembran basal häufig abgehoben. Stigma lang strichförmig, bisweilen leicht S-förmig; Chromatophor nicht ganz nach vorn reichend. *Chl. trulla.*

××) Zellmembran anliegend.

?) Ruhekern der Zelle mit Zentrosom. Stigma elliptisch. Papille nicht ausgerandet und nicht ausgesprochen schneidenförmig. Zellen breit ellipsoidisch. *Chl. terricola.*

??) Ruhekern ohne Zentrosom. Zellen schmal ellipsoidisch.

') Papille stets leicht ausgerandet. Zellen im Durchschnitt 20 μ lang; Stigma elliptisch, etwa zentral gelegen. *Chl. humophilos.*

'') Papille nicht ausgerandet, Zellen 13 μ lang. Stigma strichförmig im vorderen Drittel. *Chl. Moewusii* (einschließlich var. *eumetabletos*).

±±) Papille stumpf-kegelförmig oder fast halbkugelig.

*) Papille scharf abgesetzt, ausgesprochen halbkugelig. Geißeln halbkörperlang. *Chl. elliptica.*

**) Papille nicht scharf abgesetzt und nicht halbkugelig; Geißeln körperlang.

›) Zellen klein, bis 15 μ lang, nach vorn nicht verschmälert, bisweilen leicht dorsiventral. Papille sehr klein, eben merklich. *Chl. pseudogloeogama.*

›››) Zellen im Durchschnitt 19 μ lang, ellipsoidisch-eiförmig. *Chl. media.* (einschließlich var. *minor* u. var. *eustigma*).

!!) Meist in Gallertlagern lebende Formen.

/) Zellen ellipsoidisch, ganz leicht gekrümmt; mit ungemein flacher, sehr breiter, fast gerade abgestutzter Papille. *Chl. gloeogama* (einschließlich var. *Hartmanni* u. f. *humicola*).

//) Zellen ellipsoidisch, mehr breit-spitz; Papille nicht flach, sondern mehr oder weniger kegelförmig.

—) Papille klein, kegelförmig; Geißeln sehr weit voneinander inserierend; auf Polyporaceen. *Chl. fungicola.*

=) Papille knopfförmig, scharf abgesetzt; Geißeln eng nebeneinander entspringend. Im Saftfluß von Bäumen. *Chl. pseudococcum.*

b) Chromatophor durch Einschnitte oder Spalten gelappt oder an seinen Enden gespalten oder auch in einzelne Scheibchen aufgelöst.

α) Chromatophor gelappt, aber nicht aus einzelnen Scheiben bestehend.

§) Zellen kugelig; vorn stumpflich-spitz; Chromatophor durch gegen das Pyrenoid zu gerichtete Einschnitte gelappt; Lappen aber größtenteils **nicht** in der Längsrichtung der Zelle stehend. *Chl. incisa.*

§§) Zellen kurz ellipsoidisch-walzlich; beiderseits abgestutzt; vorn mit kleiner Papille. Chromatophor an beiden Enden durch längsgerichtete Spalten, die fast bis zur Mitte reichen, in feine Streifen zerlegt. *Chl. conversa.*

β) Chromatophor in Scheiben aufgelöst.

§) Zellen ohne Stigma. Membran, ohne daß eine eigentliche Papille gebildet wird, spitz auslaufend. Chromatophor aus mehreren, verschieden großen Scheiben bestehend. *Chl. leptos.*

§§) Zellen mit Stigma.

!) Papille vorhanden, völlig vermittelt, breit spitz-kegelförmig. Chromatophor in unregelmäßig polygonale Scheiben aufgelöst. Zellen gestreckt ellipsoidisch-spindelförmig. *Chl. languida.*

!!) Papille fehlend. Assimilationsapparat aus vielen rundlichen Scheibchen bestehend. Zellen beiderseits abgerundet. *Chl. phaseolus.*

2. Zellen mit zwei seitlichen, in Verdickungen des Chromatophoren liegenden, einander ± deutlich gegenüberstehenden, manchmal etwas ungleichen Pyrenoiden.

A. Zellen kugelig.

a) Stigma fehlend; Papille sehr groß und breit, von zwei sehr deutlichen Geißelröhrchen durchbrochen. *Chl. securis.*

b) Stigma vorhanden.

α) Papille abgestutzt kegelförmig, vorn leicht ausgerandet. Kern annähernd zentral. *Chl. bicocca.*

β) Eigentliche Papille fehlend, Membran vorn jedoch allmählich und zur Längsachse hin zunehmend verdickt, so daß die Zelle zugespitzt erscheint. Kern in der vorderen Zellhälfte. *Chl. pyrenogeiton.*

B. Zellen ellipsoidisch-länglich bis leicht eiförmig.

a) Stigma lang-strichförmig; Kern annähernd zentral oder in der vorderen Zellhälfte gelegen.

α) Chromatophor meist nicht sehr mächtig, auf seiner Innenseite durch Einschnitte buckelig; Zellen im Durchschnitt 30 μ lang. Pyrenoide einander gegenüberliegend. *Chl. longistigma.*

β) Chromatophor groß, ohne Einschnitte; Pyrenoide meist deutlich verschieden hoch. Zellen bis 16 μ lang. *Chl. inaequalis.*

b) Stigma kurz-ellipsoidisch; Kern in der unteren Zellhälfte. Chromatophorenverdickungen sehr mächtig, sich in der Achse der Zelle manchmal fast berührend. *Chl. platyrhyncha.*

3. Pyrenoid in der Form eines äquatorialen ganz geschlossenen oder offenen, manchmal in mehrere oft ungleiche Teile (diese oft zusammenhängend) zerfallenden Ringes. Zellen kugelig bis fast kugelig; Papille gerade abgestutzt. *Chl. monadina.*

II. Zellen mit einseitig wandständigem bis gürtelförmigem Chromatophoren (Gruppe *Chlorogoniella*).

1. Zellen mit zwei einander gegenüberliegenden Pyrenoiden. Stigma sehr groß, fast basal gelegen. Chromatophor in zwei Platten zerteilt. *Chl. bichlora.*

2. Zellen mit einem seitlich stehenden Pyrenoid.

A. Zellen regelmäßig, nicht dorsiventral oder gebogen oder völlig unsymmetrisch.

a) Ohne Papille.

α) Zellen sehr klein (höchstens 12 μ lang).

§) Zellen gestreckt-walzlich, bis 5× länger als breit; Chromatophor oft auch gürtelförmig. *Chl. microscopica.*

§§) Zellen eiförmig-ellipsoidisch bis schmal ellipsoidisch.

!) Algen in den leeren Gehäusen planktonischer *Dinobryon*-Arten vorkommend; bis 5 μ lang. *Chl. dinobryonis.*

!!) Algen frei schwimmend, jedenfalls nicht in *Dinobryon*-Gehäusen lebend.

/) Chromatophor seitenständig, gelappt; Kern in der vorderen Zellhälfte. *Chl. subtilis.*

) Chromatophor nicht gelappt.

—) Geißeln kaum körperlang; Zellen schmal ellipsoidisch. Augenfleck strichförmig, im vorderen Drittel. *Chl. kakosmos.*

=) Geißeln $1^1/_2$—$2\times$ körperlang.

±) Zellen sehr regelmäßig ellipsoidisch.

*) Stigma groß, elliptisch, etwa in halber Zellhöhe. Auf Agar saftig grüne, trockene Kolonien bildend. *Chl. inflexa*[1]).

**) Stigma ziemlich klein, strichförmig; auf Agar gelbgrüne schleimige Kolonien bildend. *Chl. minuta.*

±±) Zellen leicht eiförmig-ellipsoidisch.

*) Zellen länglich eiförmig. Chromatophor am Vorderende etwa $^1/_5$ der Zelle in der Längsrichtung freilassend. *Chl. oblonga.*

**) Zellen mehr elliptisch-eiförmig; Chromatophor am Vorderende etwa $^1/_4$ der Zelle in der Längsrichtung freilassend. *Chl. oviformis.*

β) Zellen viel größer.

§) Zellen vorn spitz oder stumpf, doch nicht abgestutzt.

!) Zellen eiförmig, basal meist abgerundet; Geißeln so lang oder länger als die Zellen.

/) Zellen spitz.

—) Kern basal; Stigma über der Mitte. *Chl. Kuteinikowi.*

=) Kern mehr zentral, Stigma vorn. *Chl. ovalis.*

//) Zellen stumpf; bis $3\times$ so lang als dick; Stigma vorn; im Schleim von Froschlaich. *Chl. mucicola.*

!!) Zellen beiderseits verschmälert, vorn fast spitz; Geißeln kürzer als die Zellen. *Chl. ovata.*

§§) Zellen vorn fast abgestutzt, fast verkehrt-eiförmig und basal verschmälert. *Chl. isogama.*

b) Mit Papille.

α) Zelle breit verkehrt-eiförmig oder kugelig.

§) Zelle kugelig, Chromatophor sehr blaß, in Form eines schmalen Bandes. *Chl. oligochloris.*

§§) Zellen verkehrt-eiförmig; der Chromatophor stellt eine an den Wänden häufig gelappte oder gekerbte Platte dar. *Chl. celerrima.*

β) Zellen ellipsoidisch, eiförmig oder ellipsoidisch-walzlich.

§) Ohne Stigma.

!) Chromatophor eine einseitige, zerrissene Platte; Papille stumpf; Länge 16 μ. *Chl. manshurica.*

!!) Chromatophor ringförmig, Zellenden beiderseits hyalin; Papille klein, kegelförmig. Länge 9 μ. *Chl. terrestris.*

[1]) Da die folgenden Arten einander weitgehend ähneln, sind zur Bestimmung die Abbildungen heranzuziehen.

§§) Mit Stigma.
!) Chromatophor gelappt oder in ungleiche Bänder zerteilt.
/) Wandstück des Chromatophoren in breite transversale, am Ende plump verzweigte Bänder zerteilt. Papille breit abgestumpft; in der Geißelebene gesehen fast rechteckig vorspringend. Stigma sehr groß, strichförmig. *Chl. caput sepiae.*
) Chromatophor gebuchtet oder gelappt.
—) Chloroplast durch in der Längsrichtung verlaufende Einbuchtungen beiderseits gelappt; Membran dick. *Chl. quadrilobata.*
=) Chromatophor in Form einer seitenständigen Schale; in seiner Mediane oft tief ausgeschnitten, so daß er aus zwei wandständigen durch eine Brücke verbundenen Teilen besteht. Membran zart. *Chl. lobata.*
!!) Chromatophor nicht gelappt oder geteilt.
/) Zellen zylindrisch. Papille sehr schwach ausgebildet, eigentlich nur eine schwache Verdickung der Membran. *Chl. badensis.*
/) Zellen ellipsoidisch, eiförmig oder spindelförmig.
—) Papille sehr groß, in Form einer scharfen Schneide mit weiten Geißelröhrchen, Membran basal stark abgehoben. *Chl. scalpriformis.*
=) Papille klein und niemals schneidenförmig.
±) Zellen gestreckt, verkehrt ellipsoidisch-eiförmig, bis spindelförmig; basal spitz; Stigma äquatorial. *Chl. acuta.*
±±) Zellen eiförmig, basal breit gerundet.
*) Papille sehr klein, scharf abgesetzt; Membran derb. Stigma sehr klein strichförmig, im vorderen Drittel. Chromatophor basal nicht ausgeschnitten. *Chl. micropapillata.*
**) Papille klein, undeutlich, nicht scharf abgesetzt. Membran sehr zart, Stigma elliptisch, deutlich. Chromatophor auch basal ausgeschnitten. *Chl. proteus.*

B. Zellen auf einer Seite auffallend mehr gewölbt oder deutlich gebogen oder völlig unsymmetrisch.
a) Zellen nicht gebogen; mit flacher Bauch- und gewölbter Rückenseite.
α) Ohne Papille; Membran zart.
§) Zellen sehr klein (bis 9 μ); Stigma im vorderen Drittel, Kern basal. *Chl. applanata.*
§§) Zellen groß (über 23 μ); Stigma fehlend; Kern im vorderen Drittel. *Chl. elegans.*
β) Zellen mit Papille.
§) Membran stets anliegend; Papille flach; Zelle ellipsoidisch; auf der einen Seite ganz flach, oft dorsiventral; Stigma kreisförmig. *Chl. asymmetrica.*
§§) Zellen länglich-oval; im Alter deutlich dorsiventral und mit stark abgehobener Membran. Papille knopfförmig, scharf abgesetzt. Stigma strichförmig. *Chl. humicola.*

b) Zellen deutlich gekrümmt; Chromatophor auf der konvexen Seite.
α) Zellen ohne Papille.
§) Zellen beiderseits verschmälert; vorn manchmal fast spitz. *Chl. perpusilla.*
§§) Zellen beiderseits abgerundet, ausgesprochen krumm-walzlich. *Chl. minutissima.*
β) Zellen mit Papille.
§) Zellen stets gekrümmt, Chromatophor einseitig wandständig, Stigma im vorderen Drittel. Papille klein, halbkugelig. *Chl. lunata.*
§§) Zellen bisweilen gekrümmt, Chromatophor gürtelförmig, Stigma basal. Papille sehr klein, kaum wahrnehmbar. *Chl. subfusiformis.*

Sectio 3: Monovacuolatae.

I. Zellen zylindrisch, 3× so lang als breit. Chromatophor nur etwa bis zum vorderen Drittel reichend. *Chl. cylindrus.*
II. Zellen eiförmig bis ei-spindelförmig; Chromatophor ziemlich weit nach vorn reichend, selten muldenförmig. *Chl. insana.*

Untergattung *Pleiochloris.*

Sectio 1: Plurivacuolatae.

I. Zellen ellipsoidisch-spindelförmig, basal schwanzartig verlängert. Papille stumpf, allmählich verschmälert, nicht scharf abgesetzt. 3 oder 4 Vakuolen. *Chl. closter.*
II. Zellen walzlich-ellipsoidisch, ohne Schwanzende.
1. Membran dünn; Papille klein, fast halbkugelig; viele kontraktile Vakuolen über die ganze Zelle verstreut; Stigma elliptisch. *Chl. pseudogigantea.*
2. Membran ziemlich derb. Papille relativ groß, halbkugelig, scharf abgesetzt. 3—5 kontraktile Vakuolen im Vorderende der Zelle. Stigma groß, napfförmig. *Chl. tarda.*

Sectio 2: Bivacuolatae.

I. Zellen ohne Papille.
1. Zellen am Vorderende napfartig vertieft.
A. Zellen breit ellipsoidisch, bis quer nierenförmig; ohne Stigma; Chloroplast in einzelne Teile aufgelöst. *Chl. rotifera.*
B. Zellen elliptisch, am Vorderende vier Höcker zeigend (ähnlich *Pyramidomonas*). Chloroplast topfförmig; Stigma sehr lang fadenförmig. *Chl. excavata.*
2. Zellen am Vorderende nicht napfförmig vertieft; ellipsoidisch bis ellipsoidisch-eiförmig.
A. Chromatophor topfförmig; Stigma lang und gerade; Zellen fast verkehrt-eiförmig. *Chl. heverlensis.*
B. Chromatophor röhrenförmig oder seitenständig.
a) Ohne Stigma; Zellen gestreckt ellipsoidisch-eiförmig; Chromatophor ringförmig, bisweilen netzig durchbrochen, Vorder- und Hinterende freilassend. *Chl. diffusa.*
b) Mit Stigma.
α) Zellen gestreckt eiförmig-ellipsoidisch: Membran vorn nicht verdickt, basal nicht abstehend. Chromatophor seitenständig, nicht aus einzelnen Teilen zusammengesetzt. *Chl. Rudolphiana.*

β) Zellen ellipsoidisch; Membran basal oft abstehend, vorn leicht vorgezogen, ohne eine Papille zu bilden. Chromatophor röhrenförmig, aus einzelnen großen Teilen bestehend. *Chl. composita.*

II. Zellen mit Papille; Chromatophor im Prinzip topfförmig, selten ungleich entwickelt.

1. Chromatophor außen glatt, ohne Längsstreifung oder netzige Durchbrechungen.

A. Zellen spindelförmig bis ellipsoidisch-spindelförmig.

a) Zellen nicht dorsiventral, Membran schwanzartig ausgezogen; Stigma sehr groß, strichförmig. Papille mächtig, gleichmäßig verschmälert, breit abgestutzt. *Chl. lenta.*

b) Zellen dorsiventral.

α) Zellen schwanzartig ausgezogen.

§) Schwanzende rechtwinklig ventral gebogen; Membran sehr derb; Kern in der unteren Zellhälfte. *Chl. curvicauda.*

§§) Schwanzende in der Zellrichtung verlaufend. Papille groß keilförmig, gerade abgestutzt. Kern vor der Mitte. *Chl. completa.*

β) Zellen nicht schwanzartig ausgezogen, spindelförmig. Achse leicht S-förmig gebogen; Papille klein, nicht scharf abgesetzt; Chromatophor meist ringförmig. *Chl. sigmoidea.*

B. Zellen eiförmig, verkehrt-eiförmig oder ellipsoidisch bis kugelig.

a) Nur eine vordere Papille.

α) Zellen ellipsoidisch oder fast kugelig.

§) Stigma fleckförmig; Chromatophor mit stark entwickeltem Basalstück; Membran derb; Zellen klein (bis 9 μ). *Chl. polypyrenoides.*

§§) Stigma lang strichförmig; Chromatophor ohne ausgeprägtes Basalstück; Zellen groß (18—26 μ), Membran oft abstehend. *Chl. ambigua.*

β) Zellen ei- oder birnförmig.

§) Zellen birnförmig mit einem basalen sehr großen Pyrenoid und mehreren kleinen lateralen. Membran zart, basal abgehoben. Papille breit kegelförmig, nicht scharf abgesetzt. *Chl. opulenta.*

§§) Zellen eiförmig; Pyrenoide ungefähr gleich groß.

!) Zellen stark verkehrt-eiförmig mit sehr kleiner spitzer Papille; Stigma äquatorial. *Chl. gigantea.*

!!) Zellen breit eiförmig mit sehr großer Papille; Stigma vorn, lang strichförmig. Ausgesprochene Oogamie. *Chl. coccifera.*

!!!) Zellen ellipsoidisch-eiförmig.

/) Papille sehr breit, kuppelförmig; Membran zart, basal oft abstehend; Stigma rundlich; Kern vor der Mitte. *Chl. difficilis.*

//) Papille ziemlich groß, abgesetzt. Membran derb, nicht abstehend. Stigma sehr groß, breit strichförmig. Kern in der hinteren Zellhälfte. *Chl. saccus.*

b) Meist zwei, oft deutlich bis weit voneinander abgerückte Papillen vorhanden; Membran sehr derb, fast schalenartig. Zellen breit und kurzellipsoidisch bis fast kugelig-eiförmig. *Chl. sphagnicola.*

C. Zellen gestreckt-walzlich; 3—5× so lang als breit.

a) Papille spitz. *Chl. Cienkowskii*

b) Papille sehr breit, niedrig und ausgerandet. *Chl. breviciliata.*

2. Chromatophor gelappt, längsstreifig bis maschig-längsstreifig oder durchbrochen oder aus mosaikartig aneinanderschließenden Stücken zusammengesetzt.
   A. Nur längsstreifig.
      a) Papille klein, ziemlich breit und flach; Membran nicht abstehend. Zellen ellipsoidisch. *Chl. striata.*
      b) Papille sehr groß, gerade abgestutzt; Membran weit allseitig abstehend; Zellen gestreckt-ellipsoidisch, beiderseits verschmälert (meist auf fädigen Cyanophyceen: *Tolypothrix*). *Chl. ignava.*
   B. Chromatophor durchbrochen oder gelappt.
      a) Ohne Stigma; Zellen eiförmig; Papille lang und schmal. Chromatophor aus mosaikartig eng zusammenschließenden, polygonalen, oft sehr ungleich großen, manchmal gelappten Stücken bestehend. *Chl. apiculata.*
      b) Mit Stigma.
         α) Zellen von einer mächtigen Gallerthülle umgeben, breit ellipsoidisch. Chromatophor durch Furchen in ungleichmäßige Stücke zerteilt. *Chl. sagene.*
         β) Zellen nicht von einer Gallerthülle umgeben.
            §) Zellen zylindrisch; Papille breit abgestutzt; Geißeln etwa $^1/_2 \times$ körperlang. Stigma sehr groß, lanzettlich. *Chl. schizochlora.*
            §§) Zellen ellipsoidisch oder lang-ellipsoidisch.
               !) Geißeln etwa körperlang.
                  /) Zellen lang-ellipsoidisch; Membran bei älteren Zellen abgehoben, am Hinterende dann schwanzförmig spitz zulaufend. Chromatophor in Lappen zerteilt. *Chl. laciniata.*
                  //) Zellen kurz-ellipsoidisch, basal breit gerundet; Membran am Hinterende manchmal abgehoben, aber niemals schwanzartig. Chromatophor in polygonale Stücke zerklüftet. *Chl. subreticulata.*
               !!) Geißeln kaum $^1/_2 \times$ körperlang; Chromatophor in der Längsrichtung durch Spalten zerschlitzt; Zellen ellipsoidisch-walzlich mit sehr kleiner stumpfer Papille. Stigma sehr lang strichförmig. *Chl. rubrifilum.*

Sectio 3: Monovacuolatae.

I. Zellen kugelig oder fast kugelig; Papille niedrig, doch sehr deutlich. Geißeln $1^1/_2 \times$ körperlang. *Chl. Shawi.*

Untergattung *Chloromonas.*

Sectio 1: Bivacuolatae.

I. Chromatophor nicht durchbrochen und auch nicht in Scheibchen aufgelöst, aus einem Stück bestehend; im Prinzip topfförmig.
   1. Zelle ohne Papille.
      A. Zellen nicht abgeplattet, im optischen Querschnitt rund.
         a) Zellen ellipsoidisch bis kugelig; Chromatophor topfförmig.
            α) Zellen sehr klein, bis 5 μ groß. *Chl. Grovei.*
            β) Zellen größer, bis 30 μ.
               §) Ohne Stigma; Membran sehr derb, Chromatophor sehr kräftig. *Chl. Westiana*
               §§) Mit Stigma.

!) Membran ziemlich derb und basal oft abstehend. Von halber Zellhöhe an rasch verdickt. Vorn durch eine Plasmapapille verdünnt. Stigma im vorderen Drittel, fleckförmig.
Chl. concrescens.

!!) Membran dünn, basal niemals abstehend.

/) Chromatophor weit nach vorn gehend, am Vorderende nicht gelappt und ohne Längsrippen.

—) Chromatophor fleckig und regelmäßig flaschenförmig ausgehöhlt; Zellen ellipsoidisch bis kurz walzlich-ellipsoidisch. Stigma äquatorial. *Chl. maculata.*

=) Chromatophor nicht mit hellen Stellen.

±) Zellen kugelig; Stigma länglich strichförmig, im vorderen Zelldrittel. Chromatophor kräftig.
Chl. depauperata.

±±) Zellen breit ellipsoidisch; Stigma strichförmig, basal; Chromatophor weit ausgehöhlt. *Chl. basistigmata.*

) Chromatophor am Vorderende gelappt oder mit Längsrippen versehen.

—) Zellen kugelig; Chromatophor gleichmäßig dick, mit Längsrippen, die zahnartig über sein Vorderende hinausragen,
Chl. dentata.

=) Zellen eiförmig bis kugelig; Chromatophor mit stark verdicktem Basalstück, ohne Längsrippen, aber mit gelapptem Vorderrand. *Chl. Fritschii.*

b) Zellen nicht kugelig, sondern mehr ei- oder spindelförmig, walzlich oder verkehrt eiförmig.

α) Zellen walzlich; in einer Ebene gesehen S-förmig; senkrecht dazu zylindrisch erscheinend. Chromatophor nur die halbe Zelle ausfüllend.
Chl. strepta.

β) Zellen anders gestaltet. Chromatophor stets mehr als die halbe Zelle ausfüllend.

§) Zellen verkehrt-eiförmig bis rübenförmig.

!) Membran basal schwanzartig ausgezogen, Zellen rübenförmig; Stigma groß, leicht gekrümmt, unregelmäßig strichförmig.
Chl. distracta.

!!) Zellen basal nicht schwanzartig ausgezogen; verkehrt-eiförmig; Stigma strichförmig, sehr weit vorn, nicht gekrümmt.
Chl. pseudoparadoxa.

§§) Zelle eiförmig oder spindelförmig.

!) Chromatophor topfförmig.

/) Zellen ohne Stigma, sehr gestreckt-eiförmig. *Chl. paupercula*

//) Zellen mit Stigma.

—) Chromatophor regelmäßig ausgebildet; ohne Basalstück.

±) Zellen kugelig-eiförmig, Stigma äquatorial; Chromatophor auch an der Innenseite glatt. Membran basal nicht abgehoben. *Chl. pusilla.*

±±) Zellen gestreckt-ellipsoidisch; Stigma am Vorderende. Chromatophor an der Innenseite buckelig und wulstig. Membran basal meist abgehoben. *Chl. squalens.*

=) Chromatophor mit ± ausgeprägtem, häufig schief verlagertem Basalstück; Stigma äquatorial; mit charakteristischer Geißelhaltung (vgl. die Abb.). *Chl. mundana.*

!!) Chromatophor sehr breit ringförmig, die beiden Enden freilassend; Zellen ellipsoidisch, beiderseits leicht verschmälert und dann breit stumpf. Geißeln nicht knapp nebeneinander inserierend. *Chl. anglica.*

B. Zellen der Länge nach abgeplattet.

a) Zellen basal nierenförmig ausgerandet, viel breiter als lang. *Chl. reniformis.*

b) Basal nicht ausgerandet; Zellen von der Breitseite gesehen verkehrteiförmig; vorn breit spitz; Stigma strichförmig. *Chl. Smithiana.*

2. Mit Papille.

A. Zellen kugelig oder breit-herzförmig.

a) Zellen herzförmig; Chromatophor mit meridionalen Rippen; ohne Stigma. *Chl. Van Straelenii.*

b) Zellen kugelig, mit Stigma.

α) Chromatophor topfförmig, Papille sehr breit.

§) Zellen in Gallerthülle; Chromatophor basal nicht verdickt; Stigma lanzettlich; Papille sehr breit, niedrig. *Chl. mucosa.*

§§) Zellen nicht in Gallerthüllen; Chromatophor mit ausgeprägtem Basalstück. Stigma breit strichförmig; Papille mächtig, sehr breit, völlig vermittelt, hoch und vorn gerade abgestutzt. *Chl. monstruosa.*

β) Chromatophor anders gestaltet.

§) Papille sehr spitz; Chromatophor meist breit ringförmig, seltener schief-muldenförmig. *Chl. apex.*

§§) Papille halbkugelig; Chromatophor mit vorderer massiver Querplatte, rückwärts gegen das zarte Basalstück allmählich verschmälert; Kern hinter der Querplatte. *Chl. inversa.*

B. Zellen nicht kugelig oder herzförmig.

a) Zellen ausgesprochen ellipsoidisch bis ellipsoidisch-walzlich, nicht eiförmig oder anders gestaltet.

α) Chromatophor glatt.

§) Zellen basal schwanzartig ausgezogen, sehr gestreckt-ellipsoidisch.

!) Chromatophor topfförmig, das Vorderende freilassend, innen mit Buckeln und Wülsten versehen. Kern im vorderen Drittel; Stigma gerade, strichförmig, ziemlich groß. *Chl. pseudodistracta.*

!!) Chromatophor sehr weit nach vorn reichend, ohne Buckel und Wülste; Stigma klein, elliptisch. *Chl. attenuata.*

§§) Zellen nicht schwanzartig ausgezogen und ± ellipsoidisch.

!) Papille hoch; Stigma unter der Mitte; Geißeln über körperlang. *Chl. longiciliata.*

!!) Papille flach; Stigma über der Mitte.

/) Zellen ziemlich gestreckt-ellipsoidisch.

—) Membran dünn, basal bisweilen abgehoben; Stigma auffallend groß, elliptisch. *Chl. platystigma.*

=) Membran derb, dem Protoplasten nicht eng anliegend, namentlich basal abstehend. Stigma elliptisch-strichförmig. Zellen in der Jugend mehr zylindrisch. *Chl. infirma.*

/) Zellen breit-ellipsoidisch; Membran zart, abstehend; Papille breit, konvex; Stigma strichförmig. *Chl. vulgaris.*

β) Chromatophor der Länge nach gestreift oder von innen radiär zerklüftet.

§) Chromatophor von innen durch radiäre Einschnitte unregelmäßig gebuchtet. Stigma groß fleckförmig, im vorderen Drittel. *Chl. subdivisa.*

§§) Chromatophor der Länge nach gestreift; Papille sehr klein, stumpflich. *Chl. dissecta.*

b) Zellen nicht ausgesprochen ellipsoidisch.

α) Chromatophor meist groß und gut ausgebildet, wenn auch oft in der Form schwankend.

§) Chloroplast durch Einschnitte zerteilt oder netzig aufgelöst.

!) Zellen breit eiförmig; Membran derb, anliegend; ohne Stigma; Chromatophor netzig aufgelöst. *Chl. alveolata.*

!!) Zellen eiförmig-walzlich, beiderseits breit gerundet; Membran oft um den Protoplasten abstehend; Stigma strichförmig; Chromatophor durch radiäre Einschnitte zerteilt und von der Oberfläche gesehen traubenförmig. *Chl. botrys.*

§§) Chloroplast glatt, bisweilen längsstreifig, aber nicht zerteilt.

!) Zellen mit einer einzigen Papille.

/) Zellen verkehrt-eiförmig oder walzlich.

—) Zellen verkehrt-eiförmig.

±) Stigma vorhanden; Zellen basal schwanzartig ausgezogen, Schwanzende nicht vom Protoplasten ausgefüllt. Membran sehr zart; Papille halbkugelig, scharf abgesetzt. *Chl. oscillans.*

±±) Stigma fehlt; Zellen meist nicht schwanzartig ausgezogen oder aber vom Protoplasten ausgefüllt. Papille stumpf kegelförmig. *Chl. paupera.*

=) Zellen walzlich.

±) Zellen schmal-walzlich, gerade; Papille sehr lang, stumpf-kegelförmig; Stigma fast am Vorderende, muschelförmig, vorspringend. Geißeln $1^1/_2\times$ körperlang. *Chl. nasus.*

±±) Zellen walzlich-ellipsoidisch.

*) Papille deutlich, stumpf; Stigma vorn, klein punktförmig. Geißeln körperlang. *Chl. variabilis.*

**) Papille halbkugelig, ziemlich groß; Stigma vorn, groß napfförmig. Geißeln körperlang mit charakteristischer Haltung. *Chl. recta.*

//) Zellen spindel- oder eiförmig.

—) Zellen spindelförmig bis rhombisch-spindelförmig.

±) Zellen rhombisch; Papille sehr klein, kegelförmig, scharf abgesetzt. Geißeln $1^1/_2\times$ körperlang. *Chl. biconica*

±±) Zellen breit-spindelförmig; Papille breit, gerade abgestutzt, nicht scharf abgesetzt. Geißeln halbkörperlang. *Chl. brevicauda.*

=) Zellen eiförmig.

±) Geißeln 2× körperlang; Papille spitz; Stigma groß strichförmig. Zellen eiförmig bis ellipsoidisch-eiförmig. *Chl. Pascheriana.*

±±) Geißeln weniger als körperlang.

*) Papille stumpf-kegelförmig, scharf abgesetzt; Stigma groß, leistig vorspringend. Zellen gestreckt-eiförmig, Chromatophor nicht längsstreifig. *Chl. scintillans.*

**) Chromatophor längsstreifig; Papille nicht scharf abgesetzt; Zellen plump eiförmig und breit. *Chl. incrassata.*

!!) Zwei Papillen, die ziemlich weit voneinander entfernt sind; Stigma groß fleckförmig. Chromatophor sehr verschieden dick. *Chl. tubulosa.*

β) Chromatophor sehr klein, in der Form eines basalen, schiefen, muldenförmigen Plättchens; Zellen eiförmig mit winziger, doch deutlicher Papille. *Chl. viridemaculata.*

II. Chromatophor unregelmäßig durchbrochen, bis in kleinste Scheibchen aufgelöst.

1. Zellen ohne Papille.

A. Chromatophor aus mosaikartig aneinanderschließenden polygonalen Plättchen bestehend.

a) Zellen mit Stigma, kugelig. *Chl. stagnalis.*

b) Ohne Stigma; Zellen breit-ellipsoidisch. *Chl. palatina.*

B. Chromatophor aus völlig getrennten Scheibchen oder aus wenigen Platten bestehend.

a) Chromatophor ein aus vier Platten bestehendes äquatoriales Band. Stigma rund fleckförmig; Zellen vollkommen kugelig; Membran zart. *Chl. tetrachloris.*

b) Zellen ellipsoidisch; Chromatophor aus vielen Scheibchen bestehend.

α) Membran sehr derb.

§) Zellen bis 12 μ lang; Art des ewigen Schnees. *Chl. alpina.*

§§) Zellgröße zwischen 13,5 und 16,5 μ schwankend; Membran äußerst dick, keine Art des ewigen Schnees. *Chl. granulata.*

β) Membran zart; Zellen bis 19 μ lang; im faulenden Wasser. *Chl. Aalesundensis.*

2. Zellen mit Papille.

A. Chromatophor netzartig durchbrochen oder in Lappen zerteilt.

a) Zellen von Gallerte umgeben.

α) Chromatophor durch radiäre Einschnitte gelappt; Zellen kugelig; Papille niedrig, leicht ausgerandet. *Chl. insignis.*

β) Zellen ellipsoidisch; Chromatophor von unregelmäßigen Spalten durchbrochen. Papille halbkugelig-kegelförmig. *Chl. clathrata.*

b) Zellen nicht von Gallerte umgeben.

α) Chromatophor von unregelmäßig polygonalen Löchern durchbrochen; Membran zart; Papille spitz. Geißeln $1^1/_2$ bis 2× körperlang. *Chl. perforata.*

β) Chromatophor von Längsspalten durchbrochen; Papille gestutzt und gerade abgeschnitten.
§) Stigma in der hinteren Zellhälfte. *Chl. reticulata.*
§§) Stigma in der vorderen Zellhälfte. *Chl. mirabilis.*
γ) Chromatophor von der Oberfläche betrachtet scheinbar aus mehreren Scheiben bestehend, die aber durch Fortsätze mit einem Zentralstück verbunden sind. Zellen kugelig; Membran derb; Papille groß, abgestumpft. *Chl. multipes.*

B. Chromatophor in getrennte Teile aufgelöst.
a) Zellen verkehrt-eiförmig, vorn breit abgerundet; Papille halbkugelig-kegelförmig; Chromatophor aus zahlreichen Scheibchen bestehend. *Chl. discifera.*
b) Zellen mehr oder weniger ellipsoidisch.
α) Papille abgerundet-stumpf.
§) Geißeln sehr kurz; $^1/_2$—$^3/_4$ körperlang. Chromatophor aus ungleichen Scheibchen bestehend. *Chl. Serbinowi.*
§§) Geißeln körperlang; Chromatophor in viele annähernd gleich große Stücke zerteilt. *Chl. polychloris.*
β) Papille quer abgestutzt.
§) Scheibchen oft sehr ungleich, bis sehr groß und dann oft bandförmig; Papille sehr breit; Stigma fleckförmig. *Chl. pseudoplatyrhyncha.*
§§) Scheibchen ziemlich regelmäßig; Papille nicht sehr breit; Stigma lang strichförmig. *Chl. Korschikoffi.*

Sectio 2: Monovacuolatae.
I. Ohne Papille.
1. Zellen kugelig; Chromatophor aus mosaikartig aneinanderstoßenden Scheibchen gebildet. Stigma im vorderen Drittel, kugelig. *Chl. rotunda.*
2. Zellen spindelförmig bis rhombisch-spindelförmig.
A. Zellen spindelig bis fast gestreckt-rhombisch, 3—4 × so lang als breit. Chromatophor topfförmig, sein Basalstück die untere Zellhälfte ausfüllend. Stigma knopfförmig vorspringend. Zellen über 15 μ lang. *Chl. solida.*
B. Zellen ellipsoidisch-spindelig; Chromatophor in der Form eines schräg verlaufenden Bandes; Zellen bis 8 μ lang. *Chl. spirotaenia.*
II. Mit Papille, die aber erst bei ausgewachsenen Zellen gebildet wird. Chromatophor in 4—5 Teile aufgelöst. Stigma fehlend. Zellen breit ellipsoidisch bis fast kugelig. *Chl. Pascheri.*

Die Arten der Gattung *Chlamydomonas.*

(Mit den Diagnosen der neuen Arten, Varietäten und Formen).

Untergattung I. *Euchlamydomonas.*

1. *Chl. Pertyi* GOROSCHANKIN, Bull. Soc. Imp. Nat. Moscou N. S. 5 (1891), 108.

Verbreitung: Rußland (Botanischer Garten der Moskauer Universität) [1]), Deutschland, Norwegen, Innerasien.

[1]) Die in Klammern gesetzten Ortsangaben beziehen sich auf den in der ersten Veröffentlichung der Art genannten Standort.

2. *Chl. gutta* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 108, Fig. 3.

Verbreitung: Deutschland (Musikantenteiche bei Hirschberg i. B.).

3. *Chl. pulsatilla* Wollenweber, Ber. Deutsch. Bot. Ges. 44 (1926), (56), Taf. 2.

Verbreitung: Norwegen (Skagerak, pr. Lyngoer).

4. *Chl. globosa* Snow, U. S. Fish. Comm. Bull. (1902), 375, Taf. 1, Fig. 3.

Syn. *Chl. eriense* Printz s. d.

Verbreitung: USA. (Eriesee), Deutschland, Norwegen, England.

5. *Chl. ametastatos* Moewus, Arch. f. Protistenkunde 75 (1931), 284, Fig. 1.

Verbreitung: Deutschland (Rieselfelder Bielefeld, Abflußgräben).

6. *Chl. gloeosphaera* Pascher u. Jahoda, Arch. f. Protistenkunde 61 (1928), 225, Fig. 9.

Verbreitung: Deutschland (Lunz, Gstettneralm).

7. *Chl. incerta* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 193, Fig. 131.

Verbreitung: Deutschland (Holstein).

8. *Chl. longirubra* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 194, Fig. 132.

Verbreitung: Deutschland.

9. *Chl. orbicularis* Pringsheim, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 96, Fig. 3—5.

Verbreitung: Deutschland (Čelacoviče, sandige Ausbuchtung der Elbe).

10. *Chl. zebra* Korschikoff apud Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 194, Fig. 133.

Verbreitung: Rußland (Charkow).

11. *Chl. pomiformis* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 194, Fig. 134.

Verbreitung: Deutschland (Dresden, in der Nähe des „Weißen Hirsches" in einer Pfütze).

12. *Chl. impressa* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 195, Fig. 135.

Verbreitung: Deutschland (aus kleinen Tümpeln, die ein verschmutzter Bach zwischen Haffkrug und Scharbeutz bei seiner Einmündung in die Lübische Bucht bildet).

13. *Chl. nivalis* Wille, Nyt Mag. f. Naturvidenskab. 41 (1903), 147.

Syn. Zahlreiche zum Teil unsichere Synonyme. Vergleiche Wille l. c.

Verbreitung: Grönland, Alaska, Spitzbergen, Skandinavien, Rußland, Novaja-Semlja, Deutschland, England, Schweiz, Bulgarien, Franz-Josephland. Also in der nivalen Bergregion und in der Polarregion sehr verbreitet.

14. *Chl. paludosa* Skvortzow, Arch. f. Protistenkunde 66 (1929), 161, Fig. 3.

Verbreitung: Mandschurei (Gewässer der Umgebung von Entzendziantze).

15. *Chl. basimaculata* PASCHER u. JAHODA, Arch. f. Protistenkunde 61 (1928), 255, Fig. 10.

Verbreitung: Deutschland (Lunz, Pauschenalm, Gstettneralm).

16. *Chl. Reinhardi* DANGEARD, Ann. scienc. nat., sér. 7, Botanique 7 (1888), 130.

Verbreitung: Deutschland, Ungarn, Norwegen, Innerasien, Ägypten. Sehr häufige Art!

17. *Chl. sinica* SKVORTZOW, Arch. f. Protistenkunde 77 (1932), 528, Fig. 2, Abb. 5.

Verbreitung: Nordmandschurei (Wasserpflanzenbassin des Botanischen Gartens der 3. Schule, Charbin).

18. *Chl. intermedia* CHODAT, Bibl. univ. arch. science. phys. et nat. 3, sér. 31 (1893), 3—10 und in Bull. de l'Herbier Boissier 2 (1894), 590.

Verbreitung: Deutschland, Schweiz, Ungarn, Norwegen, Rußland, USA.

19. *Chl. Ehrenbergii* GOROSCHANKIN, Bull. Soc. Imp. Nat. Moscou N. S. 5 (1891), 34—38; Taf. 3, Fig. 10—25.

Syn. *Chl. Morieri* DANGEARD (?) s. d.

Verbreitung: Deutschland, Ungarn, Finnland, Norwegen, England, Rußland, (Umgebung von Moskau), USA., Ägypten.

20. *Chl. lismorensis* PLAYFAIR, Proc. Linn. Soc. N. S. Wales 41 (1917), 827, Fig. 18.

Verbreitung: Australien (Lismore).

21. *Chl. coniformis* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 205, Fig. 146.

Verbreitung: Deutschland (in einer Schlammprobe, Böhmen).

22. *Chl. lagenula* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 206, Fig. 147.

Verbreitung: Deutschland (aus einem Altwasser der Traun bei Ischl).

23. *Chl. subasymmetrica* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 206, Fig. 149.

Verbreitung: Deutschland (aus Reinkulturen).

24. *Chl. conica* DANGEARD, Le Botaniste 7 (1900), 186, Fig. 3.

Verbreitung: Frankreich.

25. *Chl. polydactila* CHODAT, Bull. Soc. Bot. Genève 12 (1920), 296, Fig. 2 a, b.

Verbreitung: Schweiz (St. Bernard. Plan Jupiter).

26. *Chl. sectilis* KORSCHIKOEF apud PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 209, Fig. 153.

Verbreitung: Rußland (Charkow).

27. *Chl. rotula* PLAYFAIR, Proc. Linn. Soc. N. S. Wales 43 (1918), 517, Fig. 12.

Ist nach einer zweiten Mitteilung PLAYFAIRS (Proc. Linn. Soc. N. S. Wales 54, 1923) identisch mit *Chl. stellata* DILL. Nach den von PLAYFAIR und DILL gegebenen

Abbildungen handelt es sich aber sicher um verschiedene Arten; hierauf deuten z. B. das fehlende Stigma und die fehlende Papille von *Chl. rotula* hin. Die Art hat aber als unvollkommen beschrieben zu gelten.

Verbreitung: Australien, Neusüdwales.

28. *Chl. siderogloea* Pascher u. Jahoda, Arch. f. Protistenkunde 61 (1928), 256, Fig. 11.

Verbreitung: Deutschland (Lunz, Gamsecktümpel).

29. *Chl. umbonata* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 211, Fig. 156.

Verbreitung: Deutschland (aus Reinkulturen).

30. *Chl. microsphaerella* Pascher u. Jahoda, Arch. f. Protistenkunde 61 (1928), 253, Fig. 8.

Verbreitung: Deutschland (Lunz, Gstettneralm).

31. *Chl. simplex* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 212, Fig. 157.

Verbreitung: Deutschland (Holstein, Oberösterreich), Ungarn.

32. *Chl. epiphytica* Smith, Wisc. Geol. and Nat. Hist. Surv. Bull. 57 (1921), 91.

Verbreitung: USA. (Wisconsin), Deutschland.

33. *Chl. microsphaera* Pascher u. Jahoda, Arch. f. Protistenkunde 61 (1928), 252, Fig. 7.

Verbreitung: Deutschland (Lunz, Pauschenalm).

34. *Chl. pseudopertyi* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 214, Fig. 160.

Verbreitung: Deutschland (Hirschberg i. Böhmen).

35. *Chl. sphaeroides* Gerloff nom. nov.

Syn. *Chl. subglobosa* Pringsheim (nec Skvortzow). Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), s. d.

Verbreitung: Deutschland (Böhmen, Prokopital, Felsensee im Kalksteinbruch).

36. *Chl. heterogama* Gerloff nov. spec.

Cellula globosa vel subglobosa interdum inverseovoidea; membrana tenuis; papilla magna obtuse coniformis; chromatophorus ampullaceus, fundo condensato, quo loco pyrenoidus globosus vel transverse-ellipsoideus; stigma ellipticum; nucleus in cellulae media parte situs; vacuolia contractilia bina in polo antico; flagella bina, ± cellulae aequilonga.

Cellulae longitudinaliter dividuntur; zoosporis plerumque 4—8 formatis. Reproductio sexualis heterogametis.

Long. cell. 17—24 μ; lat. 15—21 μ.

Germania: In solo culto, Strom prope Bremen.

37. *Chl. proboscigera* Korschikoff apud Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 216, Fig. 161 a—b.

Verbreitung: Rußland (Charkow).

38. *Chl. conferta* KORSCHIKOFF apud PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 216, Fig. 161 c.
Verbreitung: Rußland (Charkow).

39. *Chl. noctigama* KORSCHIKOFF apud PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 216, Fig. 162.
Verbreitung: Rußland (in Sümpfen).

40. *Chl. gyrus* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 218, Fig. 164.
Verbreitung: Deutschland (Kulturen).

41. *Chl. gyroides* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 217, Fig. 163.
Syn. *Chl. lata* CONRAD s. d.
Verbreitung: Deutschland, Belgien (zwischen Cladophorawatten).

42. *Chl. Braunii* GOROSCHANKIN, Bull. Soc. Imp. Nat. Moscou N. S. 4 (1890), 502, Taf. 14/15.
Hierher gehört auch *Chl. scutula* PASCHER, die als besondere Varietät unter dieser Art aufzuführen ist (PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 76 [1932], 14, Fig. 11). *Chl. Braunii* GOROSCH. var. *scutula* (PASCHER) GERL. nov. comb.
Verbreitung: Rußland (Umgebung von Moskau), Deutschland, Ungarn, England, Grönland, Innerasien, Java.

43. *Chl. Franki* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 222, Fig. 167.
Syn. *Chl. tingens* FRANK, Bot. Ztg. 62 (1904), 153.
Verbreitung: Deutschland.

44. *Chl. bipartita* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 17, Fig. 15.
Verbreitung: Deutschland (Franzensbad i. Böhmen).

45. *Chl. biconvexa* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 226, Fig. 17.
Verbreitung: Deutschland (Wiesengraben bei Gleschendorf, Holstein).

46. *Chl. biverruca* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 113, Fig. 7.
Verbreitung: Deutschland (Franzensbad, in stark sauren Gräben).

47. *Chl. monoica* STREHLOW, Ztschr. f. Bot. 21 (1927), 648, Fig. 2.
Verbreitung: Deutschland.

48. *Chl. protracta* PASCHER u. JAHODA, Arch. f. Protistenkunde 61 (1928), 257, Fig. 12.
Verbreitung: Deutschland (Lunz, Pauschenalm).

49. *Chl. gracilis* SNOW, Bull. of Fishing Comm. U. S. 1902 (1903), 374; Taf. 1, Fig. 1.
Verbreitung: USA. (Eriesee), Deutschland, Norwegen.

50. *Chl. Kuwadae* GERLOFF nov. spec. nach KUWADA, Bot. Mag. Tokyo 30 (1916), 356—57.
Verbreitung: Japan (marin).

51. *Chl. callosa* GERLOFF nom. nov.
Syn. *Chl. pulchra* PRINGSHEIM s. d.
Verbreitung: Deutschland (Prag).

52. *Chl. Snowiae* Printz, Norske Vidensk. Selsk. Skrift. I. Mat.-Kl. 6 (1914), 18.

Syn. *Chl. communis* Snow (nec Perty) in Bull. of U. S. Fishing Comm. (1902).

Verbreitung: USA. (Eriesee), Deutschland, Norwegen, Australien, Finnland.

Chl. Snowiae Printz var. *pluristigma* (Bristol) Gerloff comb. nov.

Syn. = *Chl. pluristigma* Bristol s. d.

Verbreitung: England (Sudgley Stafford, im Boden).

53. *Chl. loricata* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 110, Fig. 5.

Verbreitung: Deutschland (Musikantenteiche bei Hirschberg in Böhmen).

54. *Chl. Goroschankini* Chmielewski, Mat. pour servir à la morphol. et phys. des algues vertes, Warschau 1904.

Verbreitung: Polen, Deutschland.

55. *Chl. komma* Skuja, Acta Horti Bot. Univ. Latviens. 7 (1932), 49, Fig. 52.

Verbreitung: Lettland. (V. Majori, Wasserpfütze am Meeresufer).

56. *Chl. macrostigma* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 14, Fig. 12 a—c.

Verbreitung: Deutschland (Altwasser der Eger zwischen Eger und Franzensbad).

57. *Chl. Debaryana* Goroschankin, Bull. Soc. Nat. Moscou N. S. 5 (1891/92), 106; Taf. 1, Fig. 9—12.

Verbreitung: Rußland (in einer Regenpfütze bei Butyrki b. Moskau), Deutschland, Portugal, Norwegen, England, USA. Sehr verbreitete Art!

Chl. atactogama Korschikoff (Süßwasserflora 4) muß zu *Chl. Debaryana* gezogen werden, da die Form in die Variationsbreite dieser Art fällt. Auf Grund ihres wahrscheinlich etwas anderen geschlechtlichen Verhaltens mag sie als besondere Varietät der *Chl. Debaryana* aufgeführt werden. = *Chl. Debaryana* Goroschankin var. *atactogama* (Korschikoff) Gerloff nov. comb.

Chl. Debaryana Goroschankin var. *micropapillata* Gerloff nov. var.

Cellula ellipsoidea, utraque parte rotundata; membrana tenuis; papilla parva, subhemisphaerica, paulum distincta; chloroplastus urnaeformis fundo leviter densato ubi pyrenoidus ± globosus; stigma ellipticum in parte anteriore; vacuolia contractilia bina in polo antico notata, semper ad planitiem ciliorum directa; flagella 2 ± cellulae aequilonga.

Divisio cellulae ut in forma typica.

Propagatio sexualis ignota.

Long. cell. 12—16 μ; lat. 7—13 μ.

Germania: In solo culto, Freckleben.

Chl. Debaryana Goroschankin f. *pluristigma* Gerloff nov. f.

Cellula ut in forma typica sed stigmatibus plurioribus varie dispositis.

Italia: In solo plateae cum „Bauxit“, Rovigno.

58. *Chl. angulosa* DILL, Jahrb. f. wiss. Bot. 28 (1895), 337; Taf. 5, Fig. 21—25.

Verbreitung: Deutschland („Jungholz" bei Säckingen), Norwegen, Finnland, Ungarn, USA., Australien, Afrika.

59. *Chl. subcylindracea* KORSCHIKOFF apud PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 232, Fig. 180.

Verbreitung: Rußland (Charkow).

60. *Chl. formosissima* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 23, Fig. 20.

Verbreitung: Deutschland (aus dem Swamp, einer stark sauren Verlandungsbucht des Hirschberger Großteiches).

61. *Chl. pseudocostata* PASCHER u. JAHODA, Arch. f. Protistenkunde 61 (1928), 261, Fig. 15.

Verbreitung: Deutschland (Lunz, Pauschenalm).

62. *Chl. longeovalis* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 232, Fig. 181.

Verbreitung: Deutschland (Holstein, zwischen Fadenalgen).

63. *Chl. decipiens* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 111, Fig. 6.

Verbreitung: Deutschland (Kolke des Pirtschenteiches bei Franzensbad).

64. *Chl. tauros* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 21, Fig. 19.

Verbreitung: Deutschland (Graben des Torfstiches bei Mayerburg-Fleißheim i. B.).

65. *Chl. fissa* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 24, Fig. 21.

Verbreitung: Deutschland (aus einer Kultur, die mit dem Uferwasser des Lunzer Untersees angesetzt war).

66. *Chl. complanata* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 233, Fig. 182.

Verbreitung: Deutschland.

67. *Chl. dorsoventralis* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 235, Fig. 184.

Verbreitung: Deutschland (Reinkultur).

68. *Chl. constricta* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 18, Fig. 16 a—c.

Verbreitung: Deutschland (Süsel, Holstein, aus einem Graben).

69. *Chl. incurva* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 234, Fig. 183.

Verbreitung: Deutschland (Randtümpel des Plöckensteiner Sees i. Böhmen).

70. *Chl. subcomposita* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 15, Fig. 13 a—b.

Verbreitung: Deutschland (Protektorat: Botanischer Garten Prag).

71. *Chl. corrosa* Pascher u. Jahoda, Arch. f. Protistenkunde 61 (1928), 260, Fig. 14.

Verbreitung: Deutschland (Lunz, Pauschenalm).

72. *Chl. gibberula* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 10, Fig. 14.

Verbreitung: Deutschland (Einserzipf, Wiesengraben des Hirschberger Großteiches).

73. *Chl. macropyrenoidosa* Skuja, Acta Horti Bot. Univ. Latviens. 2 (1927), 58; Taf. 1, Fig. 14.

Verbreitung: Lettland, (Sumpf Viesturdarze bei Riga).

74. *Chl. subradiata* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 65 (1929), 438, Fig. 14 a.

Verbreitung: Deutschland (Protektorat: aus einem Bassin des Botanischen Gartens in Prag).

75. *Chl. parallelestriata* Korschikoff apud Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 235, Fig. 185.

Verbreitung: Rußland (Torfmoore und Sümpfe bei Charkow).

76. *Chl. nasuta* Korschikoff apud Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 236, Fig. 186.

Verbreitung: Rußland (Charkow), USA.

77. *Chl. multitaeniata* Korschikoff apud Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 238, Fig. 188.

Verbreitung: Rußland (Sümpfe bei Charkow).

78. *Chl. costata* Korschikoff apud Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 238, Fig. 189.

Verbreitung: Rußland (Charkow), Deutschland.

79. *Chl. Steinii* Goroschankin, Bull. Soc. Imp. Nat. Moscou N. S. 5 (1891), 112; Taf. 2, Fig. 1—8, 29, 30.

Syn. *Chl. grandis* Stein pro parte s. d.

Verbreitung: Rußland (Teich des Moskauer Botanischen Gartens).

80. *Chl. basistellata* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 240, Fig. 191.

Verbreitung: Deutschland (Pfütze mit faulenden Algenwatten).

81. *Chl. ranula* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 19, Fig. 17/18.

Verbreitung: Deutschland (Protektorat: Sandgrube bei Prag, faulende Mougeotiawatten).

82. *Chl. elongata* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 241, Fig. 192.

Verbreitung: Deutschland (Protektorat: Altwässer bei Prag).

83. *Chl. pisiformis* Dill, Jahrb. f. wiss. Bot. 28 (1895), 336/37; Taf 5, Fig. 13—19.

Verbreitung: Deutschland (Weiher von Neuendorf), Ungarn, Norwegen, Polen, Innerasien, Java.

84. *Chl. conocylindrus* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 242, Fig. 194.
Verbreitung: Deutschland (Altwasser der Olsch, Böhmerwald).

85. *Chl. caudata* WILLE, Nyt Mag. f. Naturvidenskab. 41 (1903), 135.
Verbreitung: Norwegen (Aalesund), Polen.

86. *Chl. subcaudata* WILLE, Nyt Mag. f. Naturvidenskab. 41 (1903), 136; Taf. 3, Fig. 12—18.
Verbreitung: Norwegen (Aalesund), Deutschland und Polen (?).

87. *Chl. acutata* KORSCHIKOFF apud PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 245, Fig. 199.
Verbreitung: Deutschland, Ungarn, Finnland, Rußland.

88. *Chl. capitata* SCHERFFEL et PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 246, Fig. 200.
Verbreitung: Ungarn (Südrand der Karpathen), Deutschland.

89. *Chl. fallax* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 114 Fig. 8.
Verbreitung: Deutschland (saure Musikantenteiche bei Hirschberg in Böhmen).

90. *Chl. asiatica* SKVORTZOW, Arch. f. Protistenkunde 77 (1932), 528, Fig. 2, Abb. 6.
Verbreitung: Mandschurei.

91. *Chl. Strohschneideri* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 109, Fig. 4.
Verbreitung: Deutschland (Pfannstielteich bei Franzensbad).

92. *Chl. caeca* SOKOLOFF, Anales Inst. Biolog. Mexico 4 (1933), 197, Fig. 1—2.
Verbreitung: Mexiko.

Untergattung *Agloë*.

93. *Chl. biciliata* KORSCHIKOFF apud PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 250, Fig. 204 e—f.
Syn. = *Agloë biciliata* PASCHER, Hedwigia 52 (1912), 276, Fig. 1—3.
Verbreitung: Deutschland (Hirschberg i. Böhmen).

94. *Chl. waldenburgensis* MOEWUS, Arch. f. Protistenkunde 75 (1931), 285, Fig. 2.
Verbreitung: Deutschland (Kläranlage in Waldenburg in Schlesien).

95. *Chl. conjungens* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 41, Fig. 37.
Verbreitung: Deutschland (Protektorat: Jevaner Teiche bei Prag).

96. *Chl. regularis* KORSCHIKOFF apud PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 248, Fig. 201.
Verbreitung: Rußland (Charkow).

97. *Chl. mutabilis* Gerloff nov. spec.

Cellula ellipsoidea vel subcylindrica, utraque parte rotundata, latis subrectis parallelisque; membrana distincta, apice in papillam subconiformen vel hemisphaericam provecta; chloroplastus agloëformis, in media cellula tabula transversa pyrenoidum magnum gerens; stigma ellipticum in dimidio anteriore; nucleus in parte anteriore vel posteriore; vacuolia contractilia bina ad planitiem flagellorum directa; flagella duo ± cellulae aequilonga. Propagatio divisione cellularum in 2—4 zoogonidia. Reproductio sexualis ignota.

Long. cell. 17—23 μ; lat. 7,5—15 μ.

Germania: In aqua stagnante Hort. Bot. Berolinensis.

98. *Chl. limosa* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 116, Fig. 10.

Verbreitung: Deutschland (Teich bei Franzensbad, auf Erde).

99. *Chl. inhabilis* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 42, Fig. 39.

Verbreitung: Deutschland (aus einem Regenfaß bei Franzensbad).

100. *Chl. pseudagloë* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 248, Fig. 202.

Verbreitung: Deutschland (?, aus Kulturen).

101. *Chl. Dangeardii* Chmielewski, Matériaux pour servir à la morphologie et la physiologie des Algues vertes, Warschau 1904.

Verbreitung: Deutschland, Polen.

102. *Chl. acutiformis* Pascher u. Jahoda, Arch. f. Protistenkunde 61 (1928), 268, Fig. 22.

Verbreitung: Deutschland (Lunz).

103. *Chl. bella* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 42, Fig. 38.

Verbreitung: Deutschland (Böhmen, Habensteiner Moor).

104. *Chl. sylvicola* Chodat, Bull. Soc. Bot. Genève 13 (1921), 113.

Syn. *Agloë silvicola* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 48 (1924). 501.

Verbreitung: Schweiz.

Chodat schreibt in der Originaldiagnose *sylvicola*, nicht wie Pascher in der Süßwasserflora *silvicola*.

105. *Chl. cylindrica* Chodat, Bull. Soc. Genève 12 (1920), 294, Fig. 1 a—b.

Syn. *Agloë cylindrica* Pascher.

Verbreitung: Schweiz (St. Bernhard).

106. *Chl. bacillus* Pascher u. Jahoda, Arch. f. Protistenkunde 61 (1928), 267, Fig. 21.

Verbreitung: Deutschland (Lunz, Pauschenalm).

107. *Chl. imitans* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 43, Fig. 40.
Verbreitung: Deutschland (Saure Wiese bei Stein-Schönau).

108. *Chl. Chodati* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 115, Fig. 9.
Verbreitung: Deutschland (Böhmen).

109. *Chl. glans* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 117, Fig. 12.
Verbreitung: Deutschland (Teich bei Franzensbad).

110. *Chl. Klebsii* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 117, Fig. 11.
Verbreitung: Deutschland (Musikantenteiche bei Hirschberg).

111. *Chl. obversa* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 251, Fig. 205.
Verbreitung: Deutschland (Altwasser der Traun zwischen Ischl und Lauffen).

112. *Chl. agloëformis* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 252, Fig. 206.
Verbreitung: Deutschland (aus Kulturen).

113. *Chl. obtusata* KORSCHIKOFF apud PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 252, Fig. 207.
Verbreitung: Rußland (Charkow, aus Kulturen).

114. *Chl. fiscina* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 45, Fig. 41.
Verbreitung: Deutschland (Neubauer Bach bei Mugrau).

115. *Chl. scarabaeus* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 118, Fig. 13 a—b.
Verbreitung: Deutschland (Kolke des Pirtschenteiches bei Franzensbad).

116. *Chl. arachne* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 119, Fig. 14.
Verbreitung: Deutschland (Kolke des Pirtschenteiches bei Franzensbad; „Siehdichfür").

117. *Chl. rhopaloides* KORSCHIKOFF apud PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 253, Fig. 208.
Verbreitung: Rußland (Charkow).

118. *Chl. virgata* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 120, Fig. 15.
Verbreitung: Deutschland (Einserzipf des Hirschberger Großteiches).

119. *Chl. speciosa* KORSCHIKOFF apud PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 253, Fig. 209.
Verbreitung: Rußland (Charkow).

120. *Chl. eradians* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 121, Fig. 16 a—b.
Verbreitung: Deutschland (Swamp des Hirschberger Großteiches).

121. *Chl. tumida* Skvortzow, Arch. f. Protistenkunde 77 (1932), 526, Fig. 2, Abb. 2.

Verbreitung: Nordmandschurei (aus dem Wasserpflanzenbassin der 3. Schule in Charbin).

122. *Chl. stellata* Dill, Jahrb. f. wiss. Bot. 28 (1895), 329; Taf. 5, Fig. 31—36.

Verbreitung: Deutschland, Norwegen, Java.

123. *Chl. pulchra* Skvortzow, Arch. f. Protistenkunde 66 (1929), 161.

Verbreitung: Nordmandschurei (Umgebung von Entzendziantze).

Untergattung *Amphichloris*.

124. *Chl. cucculata* Pascher u. Jahoda, Arch. f. Protistenkunde 61 (1928), 271, Fig. 24.

Verbreitung: Deutschland (Lunz, Herrenalmtümpel).

125. *Chl. zygnemoides* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 123, Fig. 18.

Verbreitung: Deutschland (Erzgebirge, Bach im Fischleinboden, Zinnwald).

126. *Chl. metastigma* Stein em. Goroschankin, Bull. Soc. Nat. Moscou N. S. 5 (1891), 131; Taf. 3, Fig. 26.

Verbreitung: Rußland, Deutschland, Norwegen, USA.

127. *Chl. geminata* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 46, Fig. 42.

Verbreitung: Deutschland (Protektorat: Botanischer Garten Prag, Acorus-Bassin).

128. *Chl. doliolum* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 123, Fig. 17.

Verbreitung: Deutschland (Swamp des Hirschberger Großteiches).

129. *Chl. pertusa* Chodat, Bull. Herb. Boissier 2 (1894—96), 277, Fig. 20—22.

Verbreitung: Schweiz (Genf, Grand-Salin), Deutschland, Rußland.

130. *Chl. Skujae* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 65 (1929), 442, Fig. 19 a—c.

Syn. *Chl. pertusa* var. *subglobosa* Skuja, Acta Horti Bot. Latviens. 2 (1927).

Verbreitung: Lettland (Riga, kleiner Sumpf im Garten Arkadien).

131. *Chl. sacculiformis* Korschikoff apud Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 257, Fig. 214.

Verbreitung: Rußland (Torfsümpfe bei Charkow).

132. *Chl. Kleinii* Schmidle, Flora 77 (1893), 16; Taf. 1.

Syn. *Chl. grandis* Stein (?) s. d.

Verbreitung: Deutschland (St. Peter im Schwarzwald, in Teichen), Ungarn, England.

133. *Chl. penium* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 258, Fig. 216.

Syn. *Chl. grandis* Stein pro parte (?) s. d.

Verbreitung: Deutschland.

Untergattung *Chlamydella*.

134. *Chl. tetraolaris* WOLLENWEBER, Ber. Dtsch. Bot. Ges. 44 (1926), (58), Textabb.

Verbreitung: Norwegen.

135. *Chl. rigensis* SKUJA, Acta Horti Bot. Latviens. 2 (1927), 62; Taf. 1, Fig. 11 a—d.

Chl. rigensis stellt den einzigen Fall in der Untergattung *Chlamydella* dar, wo eine wechselnde Zahl der kontraktilen Vakuolen bekannt geworden ist, soweit ich dies aus der Literatur zu entnehmen vermag. Auch an der verhältnismäßig großen Anzahl der *Chlamydomonas*-Arten die mir zu Gesicht kam, habe ich nie derartiges wahrgenommen. Welche Gründe für den Wechsel der Vakuolenzahl maßgebend sind, ist unbekannt.

Verbreitung: Lettland (in stehenden Gewässern der Umgebung Rigas).

136. *Chl. triangularis* SCHILLER, Sitzber. Akad. Wiss. Wien 122 (1913), 625.

Verbreitung: Adria (marin).

Unvollkommen beschriebene Art!

137. *Chl. brachyura* G. S. WEST, Journ. of Bot. 54 (1916), 4.

Verbreitung: Plymouth (Seewassertank).

Unvollkommen beschriebene Art!

138. *Chl. piriformis* SCHILLER, Sitzber. Akad. Wiss. Wien 122 (1913), 625.

Verbreitung: Adria (marin).

Unvollkommen beschriebene Art!

139. *Chl. epsilon* MOEWUS, Sitzber. Isis Dresden (1933/34), 49, Fig. 5 a.

Verbreitung: Deutschland (Georgenfelder Moor).

140. *Chl. Kniepii* MOEWUS, Arch. f. Protistenkunde 75 (1931), 291, Fig. 11.

Verbreitung: Deutschland (Rieselfelder Spandau-Warnstorf).

141. *Chl. musculus* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 32, Fig. 29 a—h.

Verbreitung: Kapland (Erde aus einem ausgetrockneten Flußbett).

142. *Chl. convexa* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 31, Fig. 28.

Verbreitung: Deutschland (Saure Neubauerwiese bei Mugrau i. B.).

143. *Chl. hallensis* MOEWUS, Arch. f. Protistenkunde 75 (1931), 292, Fig. 12.

Verbreitung: Deutschland (Kläranlage Tafelwerder bei Halle).

144. *Chl. Peterfii* GERLOFF nom. nov.

Syn. *Chl. Pascheri* PETERFI s. d.

Verbreitung: Rumänien (Stana de Vale), Deutschland.

145. *Chl. sphagnophila* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 125, Fig. 19.

Syn. *Chl. eugametos* Moewus s. d. (nec *eugametos* im Sinne Czurdas).

Verbreitung: Deutschland (Georgenfeld i. Erzgebirge).

Moewus unterscheidet folgende Formen:

eugametos f. *typica* Moewus, Biol. Centralbl. 58 (1938), 519.
— f. *simplex* Moewus, l. c. 519.
— f. *synoica* Moewus, l. c. 519.
— f. *subheteroica* Moewus, l. c. 520.

Diese Formen müssen entsprechend in *Chl. sphagnophila* umbenannt werden.

Chl. sphagnophila f. *typica* (Moew.) Gerloff nov. comb.
— — f. *simplex* (Moew.) Gerloff nov. comb.
— — f. *synoica* (Moew.) Gerloff nov. comb.
— — f. *subheteroica* (Moew.) Gerloff nov. comb.

146. *Chl. dactylococcoides* Scherffel u. Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 262, Fig. 219.

Verbreitung: Deutschland (Böhmerwald), Slowakei.

147. *Chl. koprophilos* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 25, Fig. 22 a, b.

Verbreitung: Deutschland (Böhmen, in einem Graben).

148. *Chl. dysosmos* Moewus, Arch. f. Protistenkunde 75 (1931), 292, Fig. 13.

Verbreitung: Deutschland (Rieselfelder Bielefeld).

149. *Chl. parvula* Gerloff nov. spec.

Cellula ellipsoidea vel subcylindrica, utraque parte rotundata; leviter dorsiventralis; membrana tenuis; papilla antica nulla; chloroplastus ampullaceus vel tubuliformis (et deinde cellula ab utraque parte hyalina) in media parte pyrenoidum rotundum gerens; stigma bacilliforme in dimidio anteriore; nuclei positio non fixus, vel apicibus vel basibus notatus; vacuolia contractilia in polo antico dua, flagella bina ± cellulae aequilonga.

Zoosporis 2—8 in cellulis formatis. Propagatio sexualis ignota.

Long. cell. 8—10 μ; lat. 4—6 μ.

Croatia: In solo culto, Agram.

150. *Chl. acutissima* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 28, Fig. 25 a—f.

Verbreitung: Deutschland (Protektorat: Baumgarten bei Prag).

151. *Chl. parietaria* Dill, Jahrb. f. wiss. Bot. 28 (1895), 334, Fig. 9—12, Taf. 5.

Verbreitung: Deutschland (Sumpf bei Neuendorf), Norwegen.

152. *Chl. venusta* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 29, Fig. 26, 27.

Verbreitung: Deutschland (Protektorat: Botanischer Garten Prag).

153. *Chl. typhlos* GERLOFF nov. spec.

Cellula ellipsoidea, ab utraque parte rotundata; membrana distincta, satis tenuis; polo antico papilla parva coniforme; chloroplastus ollaeformis usque ad basin excavatus, pyrenoidum leviter angulosum media in parte gerens, sine stigmate rubro; nucleus in media cellula notatus: vacuolia contractilia in polo antico bina, ad planitiem ciliorum directa; cilia cellulae subaequilonga.

Cellulae longitudinaliter dividuntur. Propagatio sexualis ignota.

Long. cell. 11—15 μ; lat. 6—9 μ.

Germania: In aqua stagnante Hort. Bot. Berolinensis.

154. *Chl. hebes* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 36, Fig. 33.

Verbreitung: Deutschland (Kiefernwälder bei Hirschberg i. B.).

155. *Chl. rhigophilos* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 26, Fig. 23 a—c.

Verbreitung: Deutschland (Torfmoor bei Georgenfeld-Zinnwald; oligotherme Art).

156. *Chl. inconstans* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 33, Fig. 30.

Verbreitung: Deutschland (Eisenquelle des Hirschberger Großteiches).

157. *Chl. sestinensis* GERLOFF nov. spec.

Cellula ellipsoidea-ovoidea interdum leviter dorsoventralis; membrana tenuissima apice papilla parva distincta; chloroplastus ollaeformis basi non densatus, interdum tubuliformis, parte laterale pyrenoido globoso; stigmata 2 vel pluriora; nucleus in dimidio posteriore; vacuolia contractilia in polo antico bina; flagella dua $\pm$ cellulae aequilonga.

Zoosporis 2—8 formatis. Reproductio sexualis ignota.

Long. cell. 10—13 μ; lat. 6—8 μ.

Croatia: In solo culto, Sestine prope Agram.

158. *Chl. concinna* GERLOFF nov. spec.

Cellula cylindrica utraque parte rotundata; membrana tenuis; papilla antica satis distincta coniformis; chloroplastus parietalis urnaeformis, tener, pyrenoido unico media in parte gerente; stigma baculiforme in parte antica; nucleus plerumque in media cellula situs; vacuolia contractilia in polo antico bina, ad planitiem flagellorum directa; flagella bina $^3/_4$ cellulae aequilonga.

Zoosporis plerumque 4 in cellulis formatis; cellulae longitudinaliter dividuntur; propagatio sexualis ignota.

Long. cell. 18 μ; lat. 7 μ.

Africa: In solo culto, Mabeta (Kamerun).

159. *Chl. citriformis* Scherffel u. Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 266, Fig. 223.

Verbreitung: Deutschland, Slowakei (Karpathen).

160. *Chl. silesiae* Moewus, Arch. f. Protistenkunde 75 (1931), 289, Fig. 7.

Verbreitung: Deutschland (Rieselfelder Waldenburg in Schlesien).

161. *Chl. pennata* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 126, Fig. 21 a, b.

Verbreitung: Deutschland (Kolke des Pirtschenteiches bei Franzensbad i. B.).

162. *Chl. eupapillata* Moewus, Arch. f. Protistenkunde 75 (1931), 295, Fig. 17.

Verbreitung: Deutschland (Halberstadt, Kläranlage).

163. *Chl. pachychlamys* Pascher u. Jahoda, Arch. f. Protistenkunde 61 (1928), 265, Fig. 18.

Verbreitung: Deutschland (Lunz, Durchlaßalm).

164. *Chl. trulla* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 35, Fig. 31.

Verbreitung: Deutschland (Protektorat: Botanischer Garten Prag).

165. *Chl. terricola* Gerloff nov. spec.

Cellula ellipsoidea vel ovoidea; membrana hyalina satis tenuis; papilla apicalis obtuse coniformis, interdum leviter curvata; chloroplastus parietalis, ollaeformis, basi non condensatus, pyrenoido unico, stigmate elliptico media in parte notato; nucleus in media cellula nucleulo aperto centrosomaque; vacuolia contractilia dua in polo antico; cilia cellulis paulo longiora.

Cellulae longitudinaliter divisae. Propagatio sexualis isogametis.

Long. cell. 16—19 μ; lat. 9—13 μ.

Germania: In solo culto, Rieselfelder Lichtenrade bei Berlin.

166. *Chl. humophilos* Gerloff nov. spec.

Cellula ellipsoidea utraque parte rotundata vel leviter ovoidea; membrana distincta; papilla antica, semper $\pm$ curvata; chloroplastus ollaeformis, media in parte condensatus quo loco pyrenoidus globosus; stigma enorme, in media cellula situm; nucleus nucleolo distincto (sed sine centrosoma) in dimidio anteriore positus; vacuolia contractilia in apice cellulae bina, ad planitiem ciliorum directa; cilia $\pm$ cellulae aequilonga.

Cellulae longitudinaliter divisae. Propagatio sexualis isogametis.

Long. cell. 18—23 μ; lat. 10—14 μ.

In solo culto, Riga.

167. *Chl. Moewusii* GERLOFF nov. spec.

Cellula ellipsoidea vel subcylindrica; membrana satis tenuis; papilla marginata distincta, polo antico proiecta; chloroplastus ollaeformis, pyrenoido laterali globoso vel anguloso, media in parte notato; stigma baculiforme in dimidio anteriore positum; nucleus nucleulo satis magno; vacuolia contractilia bina in apice cellulae, semper ad planitiem flagellorum directa; flagella dua cellulae aequilonga vel longiora.

Cellulae longitudinaliter dividuntur; zoogonidia 4—8 e cellulae matricali divisione repetita orta. Propagatio sexualis isogametis.

Long. cell. 9—15,6 μ; lat. 5,4—8 μ.

Germania: In solo culto, Legde (Kr. Westprignitz).

Syn. *Chl. eugametos* CZURDA nec MOEWUS.

Verbreitung: Deutschland, Afrika.

Die Art ist nicht mit der von MOEWUS beschriebenen *Chl. eugametos* identisch, obwohl sie von ihm als *Chl. eugametos* bezeichnet worden ist.

Chl. Moewusii GERL. var. *eumetabletos* nov. comb.

Syn. *Chl. eumetabletos* MOEWUS s. d.

Verbreitung: Deutschland (Kläranlage Tafelwerder bei Halle).

168. *Chl. elliptica* KORSCHIKOFF apud PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 265, Fig. 222.

Verbreitung: Rußland (Charkow).

169. *Chl. pseudogloeogama* GERLOFF nov. spec.

Cellula ellipsoidea basibus apicibusque rotundata, interdum leviter curvata; membrana tenuis, polo antico papilla pusilla, obtuse coniformis; chromatophorus ampullaceus media in parte pyrenoidum rotundum vel angulosum portans; stigma ellipticum in parte anteriore notatum; nuclei positio non fixus, vel in parte posteriore vel anteriore situs; vacuolia contractilia in polo antico bina; flagella bina cellulae plerumque aequilonga.

Cellulae longitudinaliter divisae; Propagatio sexualis ignota.

Long. cell. 11—15 μ; lat. 6—9 μ.

Germania: In aqua stagnante, Quitzöbel (Kr. Westprignitz).

170. *Chl. media* KLEBS, Beding. d. Fortpfl. d. Algen (1896), 424.

Verbreitung: Deutschland, Schweiz, Norwegen.

var. *minor* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 265.

var. *eustigma* GERLOFF nov. var.

Cellula ellipsoidea vel subcylindrica; membrana distincta satis crassa; papilla subconiformis paulatim condensata; chloroplastus ampullaceus pyrenoidum globosum lateraliter portans; stigma magnum, ± disciforme media in cellula positum: nucleus in dimidio anteriore

rarius in parte posteriore; vacuolia contractilia dua in apice cellulae sita; flagella bina cellulae paulo longiora. Propagatio sexualis ignota. Zoosporis 2—8 in cellulis formatis.

Long. cell. 15—22 μ; lat. 9—13 μ.

Germania: In Hort. Bot. Berolinensis (Araceen-Haus).

171. *Chl. gloeogama* Korschikoff apud Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 267, Fig. 225.

Verbreitung: Rußland, Deutschland.

var. *Hartmanni* (Moew.) Gerloff nov. comb.

Syn. *Chl. Hartmanni* Moewus s. d.

f. *humicola* Hollerbach, Acta Inst. Bot. Acad. Scient. USSR. sér. 2, fasc. 3, 221.

Verbreitung: Deutschland, Rußland.

172. *Chl. fungicola* Puymaly, C. R. Acad. Sc. Paris 176 (1923), 1741.

Verbreitung: Frankreich.

173. *Chl. pseudococcum* Lucksch, Beih. Bot. Centralbl. 1. Abt. 50 (1932), 67, Fig. 2.

Verbreitung: Deutschland (aus dem Saftfluß einer Ulme, Reichstadt i. B.).

174. *Chl. incisa* Korschikoff apud Pascher, Süßwasserflora 4 1927), 268, Fig. 226.

Verbreitung: Rußland (Charkow, aus Kulturen) Deutschland.

175. *Chl. conversa* Korschikoff apud Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 268, Fig. 226 a.

Verbreitung: Rußland.

176. *Chl. leptos* Moewus, Arch. f. Protistenkunde 75 (1931), 288, Fig. 6.

Verbreitung: Deutschland (Bielefeld, Rieselfeld).

177. *Chl. languida* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 38, Fig. 35.

Verbreitung: Deutschland (Lehmgruben bei Teplitz-Schönau).

178. *Chl. phaseolus* Skvortzow, Arch. f. Protistenkunde 66 (1929), 161, Fig. 4.

Verbreitung: Nordmandschurei (Umgebung von Entzendziantze), ? Belgien.

Conrad führt in Mém. Musée R. Hist. Nat. Belg. 47 (1931) ebenfalls diese Art an. Es ist jedoch nicht mit vollkommener Sicherheit festzustellen, ob ihm die Skvortzowsche Form vorgelegen hat. Skvortzows Angaben und Abbildung sind so ungenau, daß eine sichere Identifizierung nicht möglich ist. So gibt er in seiner Diagnose an, daß die Art zur Untergattung *Euchlamydomonas* gehört, bringt aber in der Abbildung eine Zelle mit typisch lateralem Pyrenoid. Die Art gehört damit einwandfrei zu *Chlamydella*. Hierher stellt auch Conrad die von ihm gefundene Form.

179. *Chl. securis* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 127, Fig. 22 a—d.

Verbreitung: Deutschland (Musikantenteiche bei Hirschberg i. Böhmen).

180. *Chl. bicocca* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 269, Fig. 227.

Verbreitung: Deutschland (Straßengraben an der Straße Stuttgart-Solitude).

181. *Chl. pyrenogeiton* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 39, Fig. 36.

Verbreitung: Deutschland (Eisengraben am Hirschberger Großteich).

182. *Chl. longistigma* DILL, Jahrb. f. wiss. Bot. 28 (1895), 328; Taf. 5, Fig. 1—8.

Verbreitung: Deutschland (Sumpf bei Märkt).

183. *Chl. inaequalis* PASCHER u. JAHODA, Arch. f. Protistenkunde 61 (1928), 265, Fig. 19.

Verbreitung: Deutschland (Lunz).

184. *Chl. platyrhyncha* KORSCHIKOFF apud PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 271, Fig. 229.

Verbreitung: Rußland (Charkow).

185. *Chl. monadina* STEIN, Infusionsthierchen 1. Hälfte (1878); Taf. 15, Fig. 38, 39.

Syn. *Chl. cingulata* PASCHER s. d. — *Chl. sphaerica* TROITZKAJA s. d. (nicht *Chl. sphaerica* MIGULA!). — *Microglena monadina* EHRENBERG?

Verbreitung: Deutschland, Rußland, Innerasien.

var. *globulifera* KORSCHIKOFF apud PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 272, Fig. 230 B, b.

Verbreitung: Rußland (Charkow). (Vgl. auch die unsicheren Arten!)

STEIN beschreibt eine *Chlamydomonas*-Art, von der er angibt, daß sie mit *Microglena monadina* EHRENBERG identisch ist. Die EHRENBERGsche Form ist aber so unvollständig beschrieben, daß eine Identifizierung mit Sicherheit nicht möglich ist. Dieses Synonym für *Chl. monadina* ist daher fraglich. Von einzelnen Autoren wird auch *Chl. Braunii* zu *Chl. monadina* gestellt. Aus STEINS Abbildungen geht aber eindeutig hervor, daß bei seiner *Chl. monadina* das Pyrenoid lateral liegt, während es bei *Chl. Braunii* GOROSCHANKIN eine ausgesprochen basale Lage hat. *Chl. Braunii* darf also keinesfalls als Synonym zu *Chl. monadina* gestellt werden.

Ob die von STEIN als „Kopulationszustände unbekannter Herkunft" abgebildeten Formen (Fig. 40—43) tatsächlich zu seiner *Chl. monadina* (= *Chl. cingulata* PASCHER) zu ziehen sind, wie dies PASCHER tut (Süßwasserflora 4), erscheint mir fraglich. Sie scheinen mir eine größere Übereinstimmung mit *Chl. coccifera* zu zeigen. Hierauf deutet auch die große Zahl unregelmäßig verteilter Pyrenoide hin und die nur in Zweizahl abgebildeten Geißeln, bei denen jedoch nicht entschieden werden kann, ob sie der größeren oder der kleineren Zelle zuzuschreiben sind. Augenscheinlich entstammen die Zellen von *Chl. monadina* und die Kopulationszustände nicht der gleichen Probe, da STEIN sonst sicher auf die mögliche Zusammengehörigkeit beider Formen hingewiesen hätte. Auch PASCHER, der die vegetativen Zellen selbst beobachtet hat, macht sonst keine näheren Angaben über die geschlechtliche Fortpflanzung.

Es erscheint mir daher zweckmäßig, die von Stein abgebildeten Kopulationszustände weder mit *Chl. monadina* noch mit *Chl. coccifera* zu vereinigen, sondern sie weiterhin als „Kopulationszustände unbekannter Herkunft" zu registrieren.

186. *Chl. bichlora* Pascher u. Jahoda, Arch. f. Protistenkunde 61 (1928), 266, Fig. 20.
Verbreitung: Deutschland (Lunz).

187. *Chl. microscopica* G. S. West, Journ. of Bot. 54 (1916), 1.
Syn. *Chl. gracilis* G. S. West s. d.
Verbreitung: England, Afrika.

188. *Chl. dinobryonis* G. M. Smith, Wisconsin Geol. & Hist. Nat. Surv. Bull. 57 (1921), 91.
Verbreitung: USA. (Wisconsin), Deutschland.

189. *Chl. subtilis* Pringsheim, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 100, Fig. 21, 22.
Verbreitung: Deutschland (Protektorat: Bot. Garten Prag).

190. *Chl. kakosmos* Moewus, Arch. f. Protistenkunde 75 (1931), 290, Fig. 9.
Verbreitung: Deutschland (Kläranlage Tafelwerder bei Halle).

191. *Chl. inflexa* Pringsheim, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 99, Fig. 16, 17.
Verbreitung: Deutschland („Felsensee" im Kalksteinbruch Prokopital).

192. *Chl. minuta* Pringsheim, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 98, Fig. 12—13.
Verbreitung: Deutschland („Felsensee" im Kalksteinbruch Prokopital).

193. *Chl. oblonga* Pringsheim, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 97, Fig. 9—11.
Verbreitung: Deutschland („Felsensee" im Kalksteinbruch Prokopital).

194. *Chl. oviformis* Pringsheim, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 99, Fig. 18—20.
Verbreitung: Deutschland („Felsensee" im Kalksteinbruch Prokopital).

195. *Chl. Kuteinikowi* Goroschankin, Bull. Soc. Imp. Nat. Moscou N. S. 5 (1891), 117; Taf. 2, Fig. 9—13.
Syn. *Chlorogonium Kuteinikowi* Schmidle, Ber. Deutsch. Bot. Ges. 21 (1903), 351.
Verbreitung: Rußland (in einer Regenpfütze, bei Butyrki b. Moskau).

196. *Chl. ovalis* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 274, Fig. 234.
Verbreitung: Deutschland (Bot. Garten Prag).

197. *Chl. mucicola* Schmidle, Hedwigia 36 (1897), 17; Taf. 2, Fig. 4—8.
Syn. *Chlorogonium mucicola* Schmidle, Ber. Deutsch. Bot. Ges. 21 (1903), 350. (Wille schreibt *muscicola*).
Verbreitung: Deutschland (Heidelberg), Norwegen, USA.

198. *Chl. ovata* DANGEARD, Le Botaniste 6 (1899), 145.
Syn. *Chlorogonium ovatum* SCHMIDLE, Ber. Deutsch. Bot. Ges. 21 (1903), 351.
Verbreitung: Deutschland, Schweiz (Pfuhl b. Ségrie), Norwegen.
Vergleiche auch die unsicheren Arten!

199. *Chl. isogama* KORSCHIKOFF apud PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 278, Fig. 237 a.
Verbreitung: Rußland (Charkow).

200. *Chl. oligochloris* PASCHER u. JAHODA, Arch. f. Protistenkunde 61 (1928), 264, Fig. 17.
Verbreitung: Deutschland (Lunz).

201. *Chl. celerrima* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 278, Fig. 238.
Verbreitung: Deutschland (Hoisenradalm bei Ischl, in einem Tümpel).

202. *Chl. manshurica* SKVORTZOW, Arch. f. Protistenkunde 66 (1929), 162, Fig. 6.
Verbreitung: Nordmandschurei (Umgebung von Entzendziantze).

203. *Chl. terrestris* BOYE-PETERSEN, Bot. Tidskrift 42 (1932), 28, Fig. 10, 11.
Verbreitung: Norwegen (aus einem von Hammer Bakker stammenden Boden), Deutschland.

204. *Chl. caput sepiae* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 36, Fig. 32.
Verbreitung: Deutschland (Eisenquelle des Hirschberger Großteiches).

205. *Chl. quadrilobata* CARTER, Arch. f. Protistenkunde 90 (1938), 4; Taf. 1, Fig. 1—3.
Verbreitung: England (Bembridge, Isle of Wight, in einem Tümpel).

206. *Chl. lobata* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 65 (1929), 439. Fig. 14 b.
Verbreitung: Deutschland (Protektorat: Bot. Garten Prag).

207. *Chl. badensis* MOEWUS, Arch. f. Protistenkunde 75 (1931), 289, Fig. 8.
Verbreitung: Deutschland (Rieselfelder bei Freiburg i. Br.).

208. *Chl. scalpriformis* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 37, Fig. 34 a—c.
Verbreitung: Deutschland (Einserzipf des Hirschberger Großteiches).

209. *Chl. acuta* KORSCHIKOFF apud PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 279, Fig. 237 b.
Verbreitung: Rußland.

210. *Chl. micropapillata* MOEWUS, Arch. f. Protistenkunde 75 (1931), 290, Fig. 10.
Verbreitung: Deutschland (Kläranlage Tafelwerder bei Halle).

211. *Chl. proteus* Pringsheim, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 100, Fig. 23—24.

Verbreitung: Deutschland (aus einer Wasseransammlung auf sandigem Boden, Hirschberg i. Böhmen).

212. *Chl. applanata* Pringsheim, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 98, Fig. 14—15.

Verbreitung: Deutschland (aus Franzensbader Moorschlamm).

213. *Chl. elegans* G. S. West, Journ. of Bot. 53 (1915), 77.

Verbreitung: England.

214. *Chl. asymmetrica* Korschikoff apud Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 280, Fig. 240.

Verbreitung: Rußland (Charkow).

215. *Chl. humicola* Lucksch, Beih. Bot. Centralbl. 1. Abt. 50 (1932), 66, Fig. 1 a, b.

Verbreitung: Deutschland (Protektorat: aus Lauberde, Bot. Garten Prag).

216. *Chl. perpusilla* nom. nov.

Syn. *Chl. minima* Korschikoff s. d.

Verbreitung: Rußland (Charkow), Deutschland, USA.

217. *Chl. minutissima* Korschikoff apud Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 81, Fig. 242.

Verbreitung: Rußland (Charkow), Deutschland, Ungarn, USA.

218. *Chl. lunata* Pascher u. Jahoda, Arch. f. Protistenkunde 61 (1928), 263, Fig. 16.

Verbreitung: Deutschland (Almtümpel am Dürrenstein).

219. *Chl. subfusiformis* nom. nov.

Syn. *Chl. fusiformis* Boye-Petersen s. d.

Verbreitung: Deutschland, Norwegen (aus einer Erdprobe; Dünenried b. Nøre Lyngvig nahe Ringkjøbing).

220. *Chl. cylindrus* nom. nov.

Syn. *Chl. cylindrica* Pascher s. d.

Verbreitung: Deutschland (abgelassene Teiche bei Franzensbad).

221. *Chl. insana* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 27, Fig. 24.

Verbreitung: Deutschland (Wiese bei den Heideteichen bei Hirschberg; in einem Tümpel).

Untergattung *Pleiochloris*.

222. *Chl. closter* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 49, Fig. 45.

Verbreitung: Deutschland (Protektorat: Altwasser der Moldau bei Branik b. Prag).

223. *Chl. pseudogigantea* Korschikoff apud Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 287, Fig. 249.

Verbreitung: Rußland (Charkow).

224. *Chl. tarda* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 51, Fig. 47.
Verbreitung: Deutschland (aus einem Granattrichter am Plöcknerpaß in Kärnten).

225. *Chl. rotifera* nom. nov.
Syn. *Chl. discifera* PASCHER (1932) s. d.
Verbreitung: Deutschland (Schmelzwässer des Torfmoores Riendleser Au an der Olsch; Böhmerwald).

226. *Chl. excavata* CONRAD, Mém. Musée Roy. Hist. Nat. Belg. 47 (1931), 47, Fig. 109.
Verbreitung: Belgien.

227. *Chl. heverlensis* CONRAD, Mém. Musée Roy. Hist. Nat. Belg. 4 (1931), 46, Fig. 108.
Verbreitung: Belgien.

228. *Chl. diffusa* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 54, Fig. 49.
Verbreitung: Deutschland (Franzensbad, oligotherm!).

229. *Chl. Rudolphiana* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 282, Fig. 243.
Verbreitung: Deutschland.

230. *Chl. composita* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 128, Fig. 23.
Verbreitung: Deutschland (Kolke des Pirtschenteiches bei Franzensbad).

231. *Chl. lenta* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 50, Fig. 46.
Verbreitung: Deutschland (Protektorat: Tümpel bei Hrnčiř, Prag).

232. *Chl. curvicauda* PASCHER u. CZURDA, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 132, Fig. 27 a—g.
Verbreitung: Deutschland (Dorfteich bei Hirschberg i. Böhmen).

233. *Chl. completa* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 65 (1929), 436, Fig. 13.
Verbreitung: Deutschland (Protektorat: Bot. Garten Prag).

234. *Chl. sigmoidea* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 129, Fig. 24 a—c.
Verbreitung: Deutschland (Georgenfeld i. Erzgebirge, Torfmoor).

235. *Chl. polypyrenoides* MOEWUS, Arch. f. Protistenkunde 75 (1931), 286, Fig. 3.
Verbreitung: Deutschland (Rieselfelder Bielefeld).

236. *Chl. ambigua* nom. nov.
Syn. *Chl. obscura* PASCHER s. d.
Verbreitung: Deutschland (in Kolken).

237. *Chl. opulenta* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 52, Fig. 48.
Verbreitung: Deutschland (Altwasser der Olsch bei Mugrau).

238. *Chl. gigantea* Dill, Jahrb. f. wiss. Bot. 28 (1895), 338; Taf. 5, Fig. 25—30.
Verbreitung: Schweiz (Basel, Wehr bei Neuendorf), Norwegen.

239. *Chl. coccifera* Goroschankin, Flora 94 (1905), 424.
Verbreitung: Rußland (Umgebung von Moskau), Deutschland, England.

240. *Chl. difficilis* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 49, Fig. 44.
Verbreitung: Deutschland (Swamp des Hirschberger Großteiches).

241. *Chl. saccus* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 130, Fig. 25.
Verbreitung: Deutschland (Musikantenteiche bei Hirschberg i. Böhmen).

242. *Chl. sphagnicola* Fritsch u. Takeda, Ann. of Bot. 80 (1916), 347, Fig. 1—14.
Syn. *Isococcus sphagnicola* Fritsch, New Phytologist 13 (1914), 341, Fig. 1 A—J.
Verbreitung: England (in Sphagneten; Keston, Kent).

243. *Chl. Cienkowskii* Schmidle, Ber. Deutsch. Bot. Ges. 21 (1908), 349.
Syn. *Chl. obtusa* A. Braun im Sinne Cienkowskis s. d. — *Chl. grandis* Stein Fig. 49 (nicht 47 und 48!, s. d.!).
Verbreitung: Deutschland.

244. *Chl. breviciliata* Korschikoff apud Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 286, Fig. 248.
Verbreitung: Rußland (Charkow).

245. *Chl. striata* Korschikoff apud Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 287, Fig. 250.
Verbreitung: Rußland (Charkow).

246. *Chl. ignava* Korschikoff apud Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 287, Fig. 251 a.
Verbreitung: Rußland (Torfsümpfe bei Charkow).

247. *Chl. apiculata* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 289, Fig. 252.
Verbreitung: Deutschland (Altwasser der Ischl bei Strobl).

248. *Chl. sagene* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 55, Fig. 50.
Verbreitung: Deutschland (Kolke am Pirtschenteich bei „Siehdichfür" b. Eger).

249. *Chl. schizochlora* Bold, Bull. Torrey Bot. Club 65 (1938), 297, Fig. 13—15.
Verbreitung: USA. (in Tümpeln, Solomans, Calvet county, Maryland).

250. *Chl. laciniata* nom. nov.
Syn. *Chl. incisa* Pringsheim s. d.
Verbreitung: Deutschland (sandige Ausbuchtung der Elbe bei Čelacoviče).

251. *Chl. subreticulata* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 47, Fig. 43.
Verbreitung: Deutschland (Protektorat: Großes Bassin des Bot. Gartens Prag).

252. *Chl. rubrifilum* Korschikoff apud Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 288, Fig. 251 b.
Verbreitung: Rußland (Torfmoore um Charkow).

253. *Chl. Shawi* Skvortzow, Arch. f. Protistenkunde 66 (1929), 162, Fig. 7.
Verbreitung: Nordmandschurei (Umgebung von Entzendziantze).

Untergattung *Chloromonas*.

254. *Chl. Grovei* G. S. West, Journ. of Bot. 54 (1916), 6.
Verbreitung: England (Studley Castle).

255. *Chl. Westiana* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 290, Fig. 254.
Syn. *Chl. globulosa* Perty sensu West s. d.
Verbreitung: Deutschland, England.

256. *Chl. concrescens* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 58, Fig. 52.
Verbreitung: Deutschland (Einserzipf des Hirschberger Großteiches).

257. *Chl. maculata* Playfair, Proc. Linn. Soc. N. S. Wales 43 (1918), 518, Fig. 15—17.
Verbreitung: Australien.
Unvollkommen beschriebene Art, die nur durch die Ausbildung ihres Chromatophoren zu identifizieren ist. Pascher bildet in der Süßwasserflora die beiden Varietäten (*oblonga* und *planktonica*) ab, nicht aber den Typus!

258. *Chl. depauperata* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 291, Fig. 255.
Verbreitung: Deutschland (Wiesentümpel bei Ischl).

259. *Chl. basistigmata* Moewus, Arch. f. Protistenkunde 75 (1931), 286, Fig. 6.
Verbreitung: Deutschland (Kläranlage Waldenburg i. Schlesien).

260. *Chl. dentata* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 291, Fig. 256.
Verbreitung: ?

261. *Chl. Fritschii* Skvortzow, Arch. f. Protistenkunde 66 (1929), 162, Fig. 8.
Verbreitung: Rußland (Nordmandschurei, Umgebung von Entzendziantze).

262. *Chl. strepta* Moewus, Sitzber. Isis Dresden 1933/34 (1935), 48, Fig. 4 a, b.
Verbreitung: Deutschland (Georgenfelder Moor).

263. *Chl. distracta* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 63, Fig. 56.

Verbreitung: Deutschland (Gräben bei Haffkrug, Lübecker Bucht).

264. *Chl. pseudoparadoxa* Moewus, Arch. f. Protistenkunde 75 (1931), 287, Fig. 5.

Verbreitung: Deutschland (Boden aus der Umgebung von Gießen).

265. *Chl. paupercula* Playfair, Proc. Linn. Soc. N. S. Wales 43 (1918), 519, Fig. 21, 22.

Verbreitung: Australien.

Unvollkommen beschriebene Art!

266. *Chl. pusilla* Playfair, Proc. Linn. Soc. N. S. Wales 43 (1918), 520, Fig. 23.

Verbreitung: Australien.

Unvollkommen beschriebene Art!

267. *Chl. squalens* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 61, Fig. 55.

Verbreitung: Deutschland (Dorfteich bei Hirschberg i. B.).

268. *Chl. mundana* nom. nov.

Syn. *Chl. botryoides* Strehlow, Zeitschr. f. Bot. 21 (1929), 652, Fig. 5 (vgl. auch S. 405)? — *Chl. paradoxa* Pascher s. d., *Tetradonta* Korsch. — *Chloromonas paradoxa* Korschikoff, Arch. Russ. Protistol. 5 (1926) (nec *Chl. paradoxa* Chodat!).

Verbreitung: Rußland, Deutschland, Afrika, USA., Chile, Kanada, Indien, Australien, Portugal, Norwegen, Finnland, Polen, Jugoslawien. Kosmopolitisch!

269. *Chl. anglica* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 295, Fig. 260.

Syn. *Chl. variabilis* Dang. f. *anglica* G. S. West s. d.

Verbreitung: England (Studley, Warwickshire), Deutschland, USA.

270. *Chl. reniformis* Playfair, Proc. Linn. Soc. N. S. Wales 43 (1918), 517, Fig. 9, 10.

Verbreitung: Australien.

Unvollkommen beschriebene Art!

271. *Chl. Smithiana* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 296, Fig. 262.

Verbreitung: Deutschland.

272. *Chl. Van Straelenii* Conrad, Mém. Musée Roy. Hist. Nat. Belg. 47 (1931), 47, Fig. 110.

Verbreitung: Belgien (aus einem Teich mit faulendem Laub).

273. *Chl. mucosa* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 296, Fig. 263.

Syn. *Chloromonas mucosa* Korschikoff apud Pascher l. c.

Verbreitung: Rußland (Torfsümpfe um Charkow).

274. *Chl. monstruosa* nom. nov.

Syn. *Chl. truncata* Pascher u. Jahoda s. d.

Verbreitung: Deutschland.

275. *Chl. apex* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 297, Fig. 264.

Verbreitung: Deutschland (Hirschberger Großteich).

276. *Chl. inversa* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 298, Fig. 265.
Verbreitung: Deutschland (Baumgarten zu Prag).

277. *Chl. pseudodistracta* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 64, Fig. 58.
Verbreitung: Deutschland (Moorgraben, Jordanwiese bei Hirschberg).

278. *Chl. attenuata* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 299, Fig. 267 a.
Syn. *Chloromonas attenuata* KORSCHIKOFF apud PASCHER l. c.
Verbreitung: Rußland (Charkow).

279. *Chl. longiciliata* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 299, Fig. 266 b.
Syn. *Chloromonas longiciliata* KORSCHIKOFF apud PASCHER l. c.
Verbreitung: Rußland (Charkow).

280. *Chl. platystigma* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 299, Fig. 266 a.
Syn. *Chloromonas platystigma* KORSCHIKOFF apud PASCHER l. c.
Verbreitung: Rußland (Charkow).

281. *Chl. infirma* nom. nov.
Syn. *Chl. oblonga* ANACHIN s. d.
Verbreitung: Rußland (Wasserbecken, Charkow).

282. *Chl. vulgaris* ANACHIN, Arch. f. Protistenkunde 73 (1931), 135, Fig. 3 a—d.
Verbreitung: Rußland (Wasserbecken der Umgebung von Charkow).

283. *Chl. subdivisa* PASCHER u. JAHODA, Arch. f. Protistenkunde 61 (1928), 273, Fig. 26.
Verbreitung: Deutschland (Lunz, Herrenalm, Gstettneralm, Pauschenalm).

284. *Chl. dissecta* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 300, Fig. 267 b
Syn. *Chloromonas dissecta* KORSCHIKOFF apud PASCHER l. c.
Verbreitung: Rußland (Charkow).

285. *Chl. alveolata* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 66, Fig. 59, 60.
Verbreitung: Deutschland (Stein-Schönau, in einem Wiesengraben).

286. *Chl. botrys* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 140, Fig. 35 a—c.
Verbreitung: Deutschland (aus einem faulenden Tümpel bei dem Pirtschenteich, Franzensbad).

287. *Chl. oscillans* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 63, Fig. 57.
Verbreitung: Deutschland (Torfstich bei Franzensbad).

288. *Chl. paupera* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 135, Fig. 28 a, b.
Verbreitung: Deutschland (Torfstiche Georgenfeld, Erzgebirge).

289. *Chl. nasus* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 135, Fig. 29 a—c.

Verbreitung: Deutschland (Pfannstielteich bei Franzensbad).

290. *Chl. variabilis* Dangeard, Le Botaniste 61 (1898), 135, Fig. 14 em. Dang. l. c. 21 (1929), 285.

Verbreitung: Schweiz (Ségrie, in einem Quellbecken), Deutschland, Norwegen, Holland, Java, Innerasien, Afrika. — Kosmopolitisch?

291. *Chl. recta* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 60, Fig. 54.

Verbreitung: Deutschland (kalkreiches Gewässer).

292. *Chl. biconica* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 300, Fig. 268,

Verbreitung: Deutschland (Langenbrucker Teich bei Mugrau-Oberplan), Frankreich.

293. *Chl. brevicauda* Anachin, Arch. f. Protistenkunde 73 (1931), 136, Fig. 4 a—e.

Verbreitung: Rußland (Wasserbecken der Umgebung von Charkow, unter dem Eise).

294. *Chl. Pascheriana* nom. nov.

Syn. *Chl. longeciliata* Pascher (1932) s. d.

Verbreitung: Afrika (Kapland, in der Erde aus dem Flußbett eines periodischen Stromes).

295. *Chl. scintillans* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930) 137, Fig. 32.

Verbreitung: Deutschland (Musikantenteiche bei Hirschberg i. Böhmen).

296. *Chl. incrassata* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 472, Fig. 429 und 164, Fig. 119—120.

Syn. *Chloromonas incrassata* Korschikoff apud Pascher l. c. — *Carteria ovata* Jacobsen im Sinne Korschikoffs = *Tetramastix ovata* Korsch.

297. *Chl. tubulosa* Pascher u. Jahoda, Arch. f. Protistenkunde 61 (1928), 274, Fig. 27.

Verbreitung: Deutschland (Lunz, Herrenalm).

298. *Chl. viridemaculata* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 302, Fig. 270.

Verbreitung: Deutschland (verschmutzter Straßengraben bei Dresden).

299. *Chl. stagnalis* Skvortzow, Arch. f. Protistenkunde 66 (1929), 162, Fig. 9.

Verbreitung: Nordmandschurei (Umgebung von Entzendziantze).
Unvollständig beschriebene Art!

300. *Chl. palatina* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 303, Fig. 271.

Syn. *Chloromonas palatina* Schmidle, Ber. Deutsch. Bot. Ges. 21 (1903), 352; Taf. 18, Fig. 6, 7.

Verbreitung: Deutschland.

301. *Chl. tetrachloris* MOEWUS, Bol. Soc. Broteriana II. Ser. 10 (1935), 212, Fig. 6.
Verbreitung: Portugal (Umgebung von Coimbra).

302. *Chl. alpina* PLAYFAIR, Proc. Linn. Soc. N. S. Wales 43 (1918), 518 excl. descr.
Syn. *Chloromonas alpina* WILLE, Nyt Mag. f. Naturvidenskab. 41 (1903), 122.
Verbreitung: Norwegen, Indien.

303. *Chl. granulata* PETERFI, Bull. Jard. et Mus. Bot. Cluj 19 (1939), 92, Fig. III.
Verbreitung: Rumänien (Stana de Vale auf einem Polyporus).

304. *Chl. aalesundensis* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 304, Fig. 273.
Syn. *Chloromonas Aalesundensis* WILLE, Nyt Mag. f. Naturvidensk. 41 (1903), 124.
Verbreitung: Norwegen (Aalesund).

305. *Chl. insignis* ANACHIN, Arch. f. Protistenkunde 73 (1931), 133, Fig. 2 a—c.
Verbreitung: Rußland (Wasserbecken der Umgebung von Charkow, unter dem Eise).

306. *Chl. clathrata* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 305, Fig. 274 b.
Syn. *Chloromonas clathrata* KORSCHIKOFF apud PASCHER l. c.
Verbreitung: Rußland (Charkow).

307. *Chl. perforata* PASCHER u. JAHODA, Arch. f. Protistenkunde 61 (1928), 275, Fig. 28.
Verbreitung: Deutschland (Lunz, Pauschenalm).

308. *Chl. reticulata* GOROSCHANKIN, Bull. Soc. Imp. Naturalist. Moscou N. S. 5 (1891), 124; Taf. 3, Fig. 1—9.
Verbreitung: Rußland (Regenpfütze bei Butyrki b. Moskau), Deutschland, Ungarn, Norwegen, England.

309. *Chl. mirabilis* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 306, Fig. 274 a.
Syn. *Chloromonas mirabilis* KORSCHIKOFF apud PASCHER l. c.
Verbreitung: Rußland.

310. *Chl. multipes* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 139, Fig. 33.
Verbreitung: Deutschland (Swamp des Hirschberger Großteiches).

311. *Chl. discifera* PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 141, Fig. 36.
Verbreitung: Deutschland (Musikantenteiche bei Hirschberg).

312. *Chl. Serbinowi* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 306, Fig. 276.
Syn. *Chloromonas Serbinowi* WILLE, Nyt Mag. f. Naturvidenskab. 41 (1903), 113. — *Chl. stellata* DILL forma SERBINOW s. d.
Verbreitung: Rußland, Norwegen.

313. *Chl. polychloris* Pascher u. Jahoda, Arch. f. Protistenkunde 61, (1928), 277, Fig. 29.

Verbreitung: Deutschland (Lunz, Pauschenalm).

314. *Chl. pseudoplatyrhyncha* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 308, Fig. 277 b.

Verbreitung: Rußland (Charkow).

315. *Chl. Korschikoffi* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 308, Fig. 277 a.

Syn. *Chloromonas maculata* Korschikoff apud Pascher l. c.

Verbreitung: Rußland (Charkow).

316. *Chl. rotunda* Peterfi, Bull. Jard. et Mus. Bot. Cluj 19 (1939), 94, Fig. 4.

Verbreitung: Rumänien (Bihor-Gebirge, Molhasul de la „Balaleasa").

317. *Chl. solida* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 136, Fig. 31 a—d.

Verbreitung: Deutschland (Teiche bei Kamerdorf).

318. *Chl. Pascheri* Dangeard, Le Botaniste 21 (1929), 296; Taf. 23, Fig. 6—12.

Verbreitung: Frankreich (Bot. Garten Paris).

319. *Chl. spirotaenia* Pascher, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 138, Fig. 33.

Verbreitung: Deutschland (feuchte Bodenstellen der Teiche bei Kamerdorf b. Hirschberg i. Böhmen).

Es sind noch einige *Chlamydomonas*-Arten beschrieben, bei denen ich aber die in Frage stehende Literatur nicht selbst einsehen konnte. Auf ihre systematische Eingliederung mußte deshalb vorläufig verzichtet werden. Ich führe sie anhangsweise auf:

320. *Chl. pedalii* Kisselev, Acta Univ. Asiae Med. Tashkent Ser. XII, a 9 (1931), Trans. Uzbekian Inst. Tropic. Medicine 1 (1931), fasc. 3, 77, Taf. 3, Fig. 24; Taf. 8, Fig. 11.

(Materialien zur hydrobiologischen Charakteristik einiger typischer Wasserbecken Mittelasiens.)

Verbreitung: Alt Buchara. Basartschi-See.

321. *Chl.* (?) *Uglanii* Kisselev, l. c. 78.

Verbreitung: Alt Buchara (Uglanscher Sumpf).

Unsichere oder zu anderen Gattungen zu stellende Arten.

Chl. aculeata Korschikoff ist *Chlorogonium aculeatum* Pascher in Süßwasserflora 4 (1927), 317.

Chl. Schilleriana nom. nov. = *Chloromonas adriatica* Schiller, Arch. f. Protistenkunde 53 (1926), 111; Taf. 6, Fig. 47.

Es ist fraglich, ob es sich bei dieser Form um eine Art der Gattung *Chlamydomonas* handelt. Die Beschreibung, die SCHILLER von ihr gibt, ist zu unvollständig, als daß aus ihr sichere Schlüsse gezogen werden könnten.

Chl. adriaticum SCHILLER, Arch. f. Protistenkunde 53 (1926), 110; Taf. 6, Fig. 44.

Diese Art, bei der es sich möglicherweise um eine *Chlamydomonas* handelt, kann infolge ihrer sehr unvollständigen Beschreibung nur unter den unsicheren Arten geführt werden.

Chl. africana FRITSCH u. RICH, Ann. of Bot. 61 (1929), 91—99 und in Trans. R. Soc. South Africa 18 (1929), 17 = *Chl. dorsiventralis* FRITSCH et RICH s. d. = *Chl. Fritschiana* PASCHER s. d.

Chl. africana ist nur nach fixiertem Material beschrieben, das eine sichere Erkennung der bezeichnenden Merkmale nur ausnahmsweise zuläßt. Die Gestaltsveränderungen, die die Zellen bei der Fixierung, nach den Abbildungen zu urteilen, ganz offensichtlich erlitten haben, lassen eine sichere Bestimmung nicht zu.

Chl. alata PETERFI, Bulletin Jard. et Mus. Bot. Cluj 19 (1939), 91.

Diese Art weicht in ihrem Bau so sehr von den übrigen beschriebenen *Chlamydomonas*-Arten ab, daß sie zweckmäßig nicht zur Gattung gerechnet wird. PETERFI führt zwar als ähnliche Arten *Chl. capitata, Chl. haematococcoides* PASCHER u. a. an, schreibt aber weiter: „Bei *Chl. alata* ist die Verdickung seitlich, so daß sie die Geißelinsertion wie bei den vorhin erwähnten Arten nicht erfaßt." Es besteht zwischen *Chl. alata* und den anderen Formen doch ein tiefgreifender Unterschied. Bei *Chl. capitata, Chl. pseudocostata* und ähnlichen Arten handelt es sich um eine mächtige Verdickung der Papille, die keineswegs auf die Membran übergreift und die auch keine flügelartige Ausbildung dieses Teiles der Membran hervorruft. *Chl. haematococcoides* PASCHER und JAHODA dagegen zeigt überhaupt keine partielle Verdickung der Membran. Bei dieser Art ist lediglich der Protoplast apikal von der Wandung abgehoben. Die Membran steht dabei allseitig fast gleich weit ab, zeigt also ebenfalls keineswegs flügelartige Ausbildung. Es kann nicht geleugnet werden, daß *Chl. alata* PETERFI in ihrer übrigen Organisation den Arten der Gattung *Chlamydomonas* sehr nahe steht. Das gleiche gilt aber auch für eine ganze Anzahl anderer Gattungen wie z. B. *Chlorogonium, Sphaerellopsis, Lobomonas, Thorakomonas* u. a. Diese sind vielfach noch durch völlig gleitende Übergänge mit der Gattung *Chlamydomonas* verbunden, was von der PETERFIschen Form nicht gesagt werden kann. Es erscheint mir daher zweckmäßig, *Chl. alata* PETERFI als bis jetzt einzige Art einer neuen Gattung zu führen. Diese Gattung mag *Peterfiella* genannt werden (eine Art mit den Merkmalen der Gattung).

Cellulae ellipsoideae vel subcylindricae; membrana distincta, tenuis, in parte anteriore alaeformis dilatata; papilla in polo antico parva, vel plerumque sine papilla; chloroplastus ollaeformis sine pyrenoido. nucleus in media cellula situs. Vacuolia contractilia bina; flagella 2 cellulae aequilonga vel plerumque breviora. stigma ellipticum in parte antica positum.

Cellulae longitudinaliter divisae.

Long. cell. 15—21,7 μ; lat. 8,25—11,5 μ.

Species unica: *Peterfiella alata* nov. spec. Characteres generis.

Chl. alboviridis Stein, Der Organismus der Infusionsthierchen. III. Die Naturgeschichte der Fagellaten oder geißellosen Infusorien. 1. Heft, Leipzig (1878); Taf. 14, Abt. 6, Fig. 1—23.

Syn. *Chlorogonium alboviride* Schmidle, Ber. Dtsch. Bot. Ges. 21 (1903), 350.

Wille weist (Nyt Mag. f. Naturvidenskab. 41) bereits darauf hin, daß es unumgänglich notwendig ist, diese Art fortfallen zu lassen, da eine Identifizierung ganz unmöglich ist. Sie kann auch nicht einer anderen Art zugeordnet werden.

Chl. ampla Printz, Norske Vidensk. Selsk. Skrift. I. Mat. nat. Kl. Nr. 4 (1916), 10; Taf. 1, Fig. 1.

Es gibt eine Anzahl von *Chlamydomonas*-Arten, die sich eng an die Gattung *Sphaerellopsis* anschließen. Die Arten dieser Gattung unterscheiden sich in ihrem morphologischen Bau, abgesehen von der abstehenden Membran, in nichts von einer *Chlamydomonas*. Es erscheint daher fraglich, ob die Gattung *Sphaerellopsis* beibehalten werden kann oder ob die hierher gestellten Arten bei der Gattung *Chlamydomonas* eingeordnet werden müssen. Ich möchte mich hierin der Ansicht Skujas (1939) anschließen, der die Gattung *Sphaerellopsis* aufrecht erhalten wissen möchte und ihr dann, eine unbedingt richtige Folgerung, Arten wie *Chlamydomonas ampla* anschließen will. Allerdings müßte dann die Gattungsdiagnose etwas erweitert werden.

Wollte man die Gattungen *Sphaerellopsis* und *Chlamydomonas* vereinigen, so müßten konsequenterweise auch *Chlorogonium, Thorakomonas, Gloeomonas* usw. zu *Chlamydomonas* gezogen werden, da auch sie durch Übergänge, vielfach sehr gleitender Art, mit *Chlamydomonas* verbunden sind. Überdies scheint mir die allseitig weit abstehende Hülle ein gutes Charakteristikum der Gattung *Sphaerellopsis* zu sein.

Chl. ampla muß daher zu *Sphaerellopsis* gestellt werden: *Sphaerellopsis ampla* Printz) nov. comb.

Chl. angusta Diesing, Syst. Helminth. 1 (1850), 70. = *Diselmis angusta* Dujardin, Hist. Nat. Zoophyt., Paris 1841, 343: Taf. 3, Fig. 22.

Sowohl die Beschreibung als auch die Abbildung von *Chl. angusta* sind so unvollständig, daß Freilandmaterial nicht danach identifiziert werden kann. Die Art ist daher einzuziehen (vgl. Wille l. c.).

Chl. antarcticus Wille, Bull. Mus. Hist. Nat. Paris 17 (1911), 481.

Die Art ist unvollständig und ohne Abbildung beschrieben; auch dürfte die Zusammengehörigkeit der einzelnen beschriebenen Stadien nicht sicher sein. Dies namentlich gilt für die Zugehörigkeit der Zygoten (?) zu den vegetativen Zellen.

Chl. apiocystiformis Artari, Unters. über Entwick. u. Syst. einig. Protococc. (Diss. Basel) und Bull. Soc. Naturalist. Moscou 6 (1892), 254; Taf. 8, Fig. 28—32.

Chl. apiocystiformis ist *Chlorophysema apiocystiforme* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 479.

Chl. asterosperma Lagerheim, Ber. Deutsch. Bot. Ges. 10 (1892), 521.

Da von dieser Art keine Zoosporen bekannt sind und auch nicht einmal sicher ist, daß die beobachteten Zygoten (?) und das Palmellastadium dem gleichen Organismus

angehören, muß dieser Name als ein nomen quasi nudum verschwinden (vgl. WILLE l. c., der diese Art als ungenügend bekannt beibehalten will).

Chl. astigmata SPARGO, The Genus *Chlamydomonas*, Wash. Univ. Stud. 1913.

Nach PASCHER ist diese Art zu streichen; selbst habe ich die Arbeit leider nicht gesehen.

Chl. atactogama KORSCHIKOFF apud PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 230, Fig. 178.

= *Chl. Debaryana* GOROSCHANKIN var. *atactogama* (KORSCHIKOFF) nov. comb.

Chl. aulata PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 225, Fig. 170.

Für diese, von PASCHER augenscheinlich nach Skizzen von KORSCHIKOFF beschriebene Art, gilt das gleiche, wie für *Chl. ampla*. Auch sie muß zu *Sphaerellopsis* gestellt worden: *Sphaerellopsis aulata* (PASCHER) nov. comb.

Chl. bernardiensis CHODAT, Bull. Soc. Bot. Genève 12 (1920), 295.

Die Form wurde von CHODAT etwas summarisch beschrieben. Eine Abbildung wird nicht gegeben; gerade diese sind aber für die Identifizierung einer Art äußerst wichtig, da bei den niederen Algen andere „Typen" meist fehlen.

Chl. characioides KORSCHIKOFF.

= *Characiochloris characioides* PASCHER.

Chl. cingulata PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 271, Fig. 230.

= *Chl. sphaerica* TROITZKAJA s. d. = *Chl. monadina* STEIN s. d. = *Microglena monadina* EHRENBERG.

PASCHER hat die STEINsche Art in *Chl. cingulata* umbenannt, da „STEIN den völlig unklaren Namen, den EHRENBERG einer nicht mehr erkennbaren Flagellate gab, übernahm". Diese Begründung ist für eine Umbenennung nicht ausreichend. Die nicht mehr identifizierbare Form EHRENBERGS ist als *Microglena* beschrieben, während STEIN seine Form zu *Chlamydomonas* stellt. Er übernahm den Namen *monadina* von EHRENBERG, da er glaubte, daß diese Art mit *Microglena monadina* identisch sei. Wenn dies auch sicher nicht zutrifft, so muß der STEINsche Name doch erhalten bleiben, da er *Microglena monadina* EHRENBERG nur als Synonym zu seiner *Chlamydomonas monadina* aufführt.

Chl. cingulata PASCHER ist also Synonym zu *Chl. monadina* STEIN.

Die beiden von KORSCHIKOFF in Süßwasserflora 4 (1927), 272/73, Fig. 230b, Abb. a und c aufgestellten Varietäten dürfen, wie dies auch PASCHER betont, nicht zu *Chl. monadina* STEIN gestellt werden. Ich sah im Freilandmaterial Formen, die beiden Varietäten vollkommen glichen, konnte aber in solchen Proben niemals Zellen mit einem hufeisenförmigen Pyrenoid finden. Im übrigen scheinen mir die Varietäten zusammenzugehören; die Unterschiede, wie verschiedene Lage des Stigmas, sind nur unbedeutend.

Chl. communis PERTY, Kleinste Lebensformen, Bern 1852, 86; Taf. 12, Fig. 1 E.

Die Art kann nicht beibehalten werden, da sie weder nach der Abbildung noch nach der Beschreibung wiederzuerkennen ist (vgl. WILLE l. c.).

Chl. communis Snow, U. S. Fish. Comm. Bull. 1902 (1903), 374; Taf. 1, Fig. 2.

Da der Name *communis* schon von Perty vergeben ist, hat Printz die Art in *Chl. Snowiae* umbenannt (s. d.!).

Chl. cor Schiller, Arch. f. Protistenkunde 53 (1926), 110; Taf. 6, Fig. 43.

Diese, aus dem marinen Plankton bekannte Art, unterscheidet sich von allen übrigen *Chlamydomonas*-Arten (mit Ausnahme von *Chl. nanum* Schiller) durch die Ausbildung einer tiefen, spitzkonischen Röhre, an deren unterem Ende die Geißeln entspringen. Eindellungen des vorderen Geißelpoles kommen auch bei anderen *Chlamydomonas*-Arten vor (*Chl. impressa, Chl. excavata* u. a.). Jedoch nimmt diese Eindellung niemals die Form einer Röhre an, wie dies bei *Chl. cor* und *Chl. nanum* nach Schillers Abbildungen der Fall ist. Entgegen dessen Ansicht halte ich sie für ein besonderes „Organ", dessen Besitz die Herausnahme der Art aus der Gattung *Chlamydomonas* rechtfertigt.

Chl. cuneata Schiller Arch. f. Protistenkunde 53 (1926), 112; Taf. 6., Fig. 48 (beschrieben als *Chloromonas*!).

Weder aus der Beschreibung, noch aus der beigegebenen Abbildung läßt sich mit Sicherheit ersehen, ob es sich überhaupt um eine *Chlamydomonas* handelt. Ein Wiedererkennen der Art ist ebenfalls kaum möglich, da die Lage wichtiger Organellen nicht angegeben wird oder diese gar nicht erwähnt sind.

Chl. cylindrica Pascher, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 126, Fig. 20.

Der Name *cylindrica* ist schon 1920 von Chodat für eine Art vergeben worden. *Chl. cylindrica* Pascher muß neu benannt werden: *Chl. cylindrus* nom. nov.

Chl. Dilli Dangeard, Le Botaniste (1899), 139, Fig. 15.

Syn. *Chlorogonium Dilli* Schmidle, Ber. Dtsch. Bot. Ges 21 (1903), 351.

Die Art ist unvollständig beschrieben. Eine Unterscheidung von *Chl. ovata* Dang. ist kaum möglich. *Chl. Dilli* ist zu den unsicheren Arten zu zählen.

Chl. discifera Pascher, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 56, Fig. 51.

Pascher hat 1930 eine Art der Untergattung *Chlamydella* als *Chl. discifera* beschrieben. Die 1932 beschriebene Art ist neu zu benennen = *Chlamydomonas rotifera* nom. nov.

Chl. dorsiventralis Fritsch u. Rich, Ann. of Bot. 41 (1927), 94.

= *Chl. africana* Fritsch u. Rich s. d.

Chl. dresdensis Moewus, Biol. Centralbl. 58 (1938) 518.

Es sind weder Abbildungen noch Beschreibungen der Art veröffentlicht. Moewus erwähnt neben physiologischen Daten nur den Namen.

Chl. Dunalii Cohn, Hedwigia 4 (1865), 96.

= *Dunaliella salina*? (vgl. Wille l. c.).

Chl. elongata WILLE.

= *Chlorogonium elongatum* DANG.

Chl. epizootica KORSCHIKOFF.

= *Characiochloris epizootica* PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 487, Fig. 442.

Chl. eriense PRINTZ, Norske Vidensk. Selsk. Skrift. (1913), Nr. 6, 17.

= *Chl. globosa* SNOW s. d.

PRINTZ hat die von SNOW als *Chl. globosa* beschriebene Form in *Chl. eriense* umbenannt, da er glaubte, die Art sei *Chl. globulosa* benannt worden, welcher Name hätte verschwinden müssen, da bereits PERTY eine Art unter dem gleichen Namen beschrieben hat. Der Name *globosa* ist jedoch noch nicht vergeben, so daß *Chl. eriense* PRINTZ nur als Synonym zu *Chl. globosa* SNOW geführt werden kann.

Chl. eugametos MOEWUS (nicht = *Chl. eugametos* im Sinne CZURDAS), Arch. f. Protistenkunde 75 (1931), 293, Fig. 14.

Die Art, die von MOEWUS als *Chlamydomonas eugametos* beschrieben wurde, ist nach seinen eigenen Untersuchungen mit *Chl. sphagnophila* PASCHER identisch (s. d.). Beide Arten stammen vom gleichen Standort. Morphologische Unterschiede bestehen nur in der Form und der Lage (?) des Stigmas. Dieser Erscheinung dürfte jedoch kein systematischer Wert beizumessen sein. Ob das vielleicht verschiedene Verhalten beider Formen in physiologischer Hinsicht (*Chl. sphagnophila* PASCHER ist daraufhin noch nicht untersucht) eine Trennung in zwei Arten rechtfertigt, erscheint mir fraglich. *Chl. eugametos* MOEWUS muß als Synonym zu *Chl. sphagnophila* PASCHER aufgeführt werden. Die von MOEWUS aufgestellten Formen und zwar f. *typica* MOEWUS in Biol. Centralbl. 58 (1938), 519, f. *simplex* MOEWUS l. c., f. *subheteroica* MOEWUS l. c. 520 und f. *synoica* MOEWUS l. c. 519 müssen gleichfalls zu *Chl. sphagnophila* PASCHER gestellt werden.

Chl. euglenaeformis SCHILLER, Arch. f. Protistenkunde 53 (1925), 111; Taf. 6, Fig. 45.

Die Art ist unvollständig beschrieben. Es fehlen Angaben über das Vorhandensein und die Lage der einzelnen Organellen. Wahrscheinlich ist sie zu *Chlorogonium* zu rechnen, wo sie eine marine Parallelform zu *Chl. tetragamum* bilden würde: *Chlorogonium* (?) *euglenaeformis* nov. comb.

Chl. eumetabletos MOEWUS, Arch. f. Protistenkunde 75 (1931), 294, Fig. 15.

Diese Art weist Ähnlichkeiten sowohl mit *Chl. Moewusii,* als auch mit *Chl. gloeogama* auf. Von der ersten unterscheidet sie die Länge der Geißeln und die Lage des Kernes. Von der letzten ebenfalls die Lage des Kernes wie auch die Lage des Stigmas. Allen diesen Erscheinungen ist aber ausschlaggebender systematischer Wert nicht beizumessen. Von *Chl. gloeogama* trennt *Chl. eumetabletos* die scharf abgesetzte Papille, die sie mit *Chl. Moewusii* gemeinsam hat. Sie sei als var. *eumetabletos* nov. comb. unter dieser aufgeführt.

Chl. flavovirens ROSTAFINSKI, Tymczasova wiadomosc. etc., Sep. Abdr. aus d. Krakauer Akad. d. Wiss. math.-nat. Sekt. 1880.

Die Art ist mir nur aus dem Referat im Bot. Centralbl. 8 (1881), 226 bekannt geworden. Ich folge Wille (l. c.), der sie mangels ausreichender Abbildungen und Beschreibungen zu den unsicheren Arten rechnet.

Chl. Fritschiana Pascher, Arch. f. Protistenkunde 65 (1929), 439, Fig. 15.

= *Chl. africana* Fritsch u. Rich s. d.

Chl. fusiformis Schiller, Sitzber. K. Akad. Wiss. Wien 122 (1913), 624.

Die Beschreibung ist in wesentlichen Punkten unvollständig, so daß die Art als unsicher zu führen ist.

Chl. fusiformis Boye-Petersen, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 396, Fig. 1 a—g, 2—3.

Der Name *fusiformis* ist bereits 1913 von Schiller für eine marine *Chlamydomonas* vergeben worden. Die von Boye-Petersen aufgestellte Art muß neu benannt werden: *Chlamydomonas subfusiformis* nom. nov.

Chl. gelatinosa Korschikoff apud Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 210, Fig. 154.

Chlamydomonas gelatinosa wird trotz der vielfach verschleimten Membran besser zu *Sphaerellopsis* gestellt. Es gilt für sie ebenfalls das bei *Chl. ampla* Gesagte: *Sphaerellopsis gelatinosa* nov. comb.

Chl. glacialis Lagerheim, Ber. Deutsch. Bot. Ges. 10 (1892), 522.

Da die Zoosporen unbekannt sind — die Art wird nur als Palmellazustand beschrieben — kann über die Zugehörigkeit zur Gattung *Chlamydomonas* nichts gesagt werden (vgl. Wille l. c.).

Chl. globosa Snow var. *maculata* Playfair, Proc. Linn. Soc. N. S. Wales 48 (1923), 207.

Die Playfairsche Varietät ist ohne Abbildung veröffentlicht; aus der sehr unvollständigen Diagnose ist nichts über die Zugehörigkeit der Varietät zu *Chl. globosa* zu ersehen.

Chl. globulosa Perty, Kleinste Lebensformen, Bern 1852, 86; Taf. 12, Fig. 1 A.

= *Chloromonas globulosa* (Perty) Gobi, Scripta Bot. Hort. Univ. Imp. Petropol. 15 (1899/1900); Taf. 6, Fig. 1, 2, 25—28. Diese Art kann weder nach der Beschreibung, noch nach der Abbildung mit Sicherheit wiedererkannt werden.

Chl. globulosa Perty im Sinne von West, Journ. of Bot. 53 (1915), 73, Fig. 1 d—f.

= *Chl. Westiana* Pascher s. d.

Die von West gesehene und abgebildete Form hat zwar eine gewisse Ähnlichkeit mit der Pertyschen, unterscheidet sich aber von ihr, soweit sich dies auf Grund der von Perty gegebenen Abbildung beurteilen läßt, in einigen wesentlichen Punkten. Pascher hat daher eine neue Art *Chl. Westiana* aufgestellt.

Chl. globulosa PERTY var. *pertusa* PLAYFAIR, Proc. Linn. Soc. N. S. Wales 41 (1917), 827, Fig. 15.

Die Zugehörigkeit der Varietät zu PERTYS Art erscheint zweifelhaft und läßt sich auch nicht feststellen. Die Varietät kann nicht aufrechterhalten werden.

Chl. gloeocystiformis DILL, Jahrb. f. wiss. Bot. 28 (1895), 340; Taf. 5, Fig. 37–38.

Die Art gehört nach dem bei *Chl. ampla* Gesagten zur Gattung *Sphaerellopsis*: *Sphaerellopsis gloeocystiformis* nov. comb.

Chl. gracilis WEST, Journ. of Bot. 53 (1915), 77.

= *Chl. microscopica* G. S. WEST s. d.

Chl. grandis STEIN, Der Organismus der Infusionsthierchen. III. Abt. Die Naturgeschichte der Flagellaten oder geißellosen Infusorien (Leipzig 1878), 1. Hälfte, Taf. 15, Fig. 47—49.

= *Chl. Cienkowskii* SCHMIDLE pro parte s. d. und *Chl. Steinii* GOROSCHANKIN pro parte s. d.

Die von STEIN abgebildete *Chl. grandis* stellt eine Sammelart dar, die *Chl. Cienkowskii* SCHMIDLE und *Chl. Steinii* GOROSCHANKIN entspricht. Der Name *grandis* ist völlig fallen zu lassen.

Chl. haematococcoides PASCHER u. JAHODA, Arch. f. Protistenkunde 61 (1928), 269, Fig. 23.

Die Art muß ebenfalls zu *Sphaerellopsis* gestellt werden. Es gilt auch hier das bei *Chl. ampla* Gesagte = *Sphaerellopsis haematococcoides* (PASCHER u. JAHODA) nov. comb.

Chl. halophila FRANCÉ, Természetrajzi Füzetek 14 (1892); Taf. 4, Fig. 6.

Die Alge ist vielleicht mit *Chl. apiocystiformis* ARTARI identisch (vgl. WILLE l. c.). Sie ist zu den zweifelhaften Arten zu rechnen.

Chl. Hartmanni MOEWUS, Arch. f. Protistenkunde 72 (1931), 294, Fig. 16.

Die Art weist große Übereinstimmung mit *Chl. gloeogama* auf, mit der sie auch nach MOEWUS Untersuchungen identisch sein dürfte. Die Unterschiede in der Form des Stigmas und seiner Lage, sowie der abweichende Bau der Papille rechtfertigen die Aufstellung einer besonderen Varietät = *Chl. gloeogama* KORSCHIKOFF var. *Hartmanni* (MOEWUS) nov. comb.

Chl. Holdereri SCHMIDLE, Hedwigia 39 (1900), Beiblatt (142).

SCHMIDLE gibt von dieser Art keine Abbildung. Auch ist die Diagnose unvollständig und ermöglicht kein sicheres Wiedererkennen. Ob die von WEST gegebenen Abbildungen *Chl. Holdereri* entsprechen, vermag ich nicht zu sagen.

Chl. hyalina COHN, Nova Acta Acad. Leopold. Carolin. 24 (1853), 134.

= *Polytoma uvella* EHRENBERG (vgl. auch WILLE l. c.).

Chl. incisa Pringsheim, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 101, Fig. 25—29.

Unter diesem Namen ist schon 1927 von Korschikoff eine *Chlamydomonas* beschrieben worden. *Chl. incisa* Pringsheim muß so neu benannt werden = *Chl. laciniata* nom. nov.

Chl. inertis Korschikoff, Süßwasserflora 4 (1927), 479, Fig. 434. = *Chlorophysema inertis* Pascher l. c.

Chl. inhaerens Bachmann, Ber. Deutsch. Bot. Ges. 23 (1905), 161. = *Stylosphaeridium inhaerens* Pascher in Süßwasserflora 4 (1927), 483.

Chl. koishikavensis Nakano, Journ. Coll. Sc. Imp. Univ. Tokyo 40, 2 (1917), 90.

Da Abbildung und Beschreibung nicht übereinstimmen, ist eine Einreihung unmöglich; ich rechne sie mit Pascher zu den unsicheren Arten.

Chl. Kupfferi Skuja, Arb. Naturf. Vereins Riga 19 (1931): Die Algenflora der Insel Moritzholm und des Usmaitensees, 11, Fig. 6—10, Taf. 1.

Die Art weicht in ihrem Bau von allen übrigen *Chlamydomonas* ab. Bei keiner anderen Art schiebt sich zwischen die beiden Geißeln noch ein Stück des Protoplasten ein. Auch pflegen die Geißeln bei den übrigen Arten weniger weit voneinander zu inserieren, als dies bei der Skujaschen Art der Fall ist. Sie nähert sich darin der Gattung *Gloeomonas* Klebs. Zu dieser mag sie vorläufig gestellt werden, obwohl eine vollständige Übereinstimmung nicht besteht. Vielleicht ist *Chl. Kupfferi* als Vertreter einer eigenen Gattung aufzufassen. Sie sei provisorisch als *Gloeomonas* (?) *Kupfferi* nov. comb. aufgeführt.

Chl. lata Conrad, Mém. Mus. Roy. Hist. Nat. Belge 47 (1931), 44, Fig. 95—102.

= *Chl. gyroides* Pascher, mit der sie in allen Einzelheiten übereinstimmt.

Chl. lateritia (Wittr.) Lagerheim, Ber. Deutsch. Bot. Ges. 10 (1892), 521.

Die Art ist nur im Palmellazustand bekannt, sie muß zu den zweifelhaften Formen gerechnet werden (vgl. auch Wille l. c.).

Chl. lismorensis Playfair var. *gracilis* Playfair, Proc. Linn. Soc. N. S. Wales 43 (1918), 517, Fig. 11 und var. *ovata* Playfair, Proc. Linn. Soc. N. S. Wales 41 (1917), 827, Fig. 19—20.

Beide Varietäten sind unzureichend beschrieben; da auch der Typus nur ungenügend bekannt ist, ist ihre Zugehörigkeit zu diesem fraglich. Sie müssen als zweifelhaft gelten.

Chl. longeciliata Pascher, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 59, Fig. 53.

Unter dem gleichen Namen (*longiciliata*) hat Pascher 1927 eine andere *Chlamydomonas*-Art beschrieben. Der Unterschied zwischen beiden Namen besteht lediglich

in dem Wechsel von i und e. Da jedoch beide Schreibweisen willkürlich gewählt werden können, und PASCHER selbst 1932 sowohl *longeciliata* als auch *longiciliata* schreibt, ist es gerechtfertigt, die 1932 beschriebene Art neu zu benennen: *Chlamydomonas Pascheriana* nom. nov.

Chl. maculata PLAYFAIR var. *oblonga* PLAYFAIR, Proc. Linn. Soc. N. S. Wales 43 (1918), 518, Fig. 18.

Schon die Art *Chl. maculata* PLAYFAIR ist nur sehr unvollständig beschrieben, sie ist lediglich durch die Fleckung des Chloroplasten von ähnlichen Arten zu unterscheiden. Auch die Varietät ist in wesentlichen Punkten unvollständig angegeben. Ihre Zugehörigkeit zum Typus erscheint ebenfalls nicht sicher; sie ist daher fallen zu lassen.

Chl. maculata PLAYFAIR var. *planctonica* PLAYFAIR, Proc. Linn. Soc. N. S. Wales 43 (1918), 518, Fig. 19.

Das für die vorige Varietät Gesagte gilt ebenso für diese.

Chl. Magnusii REINKE, 6. Ber. Meeresuntersuchungen (1889), 88.

Diese Art ist ohne Abbildung beschrieben; die verschieden langen Geißeln deuten aber darauf hin, daß wir es überhaupt nicht mit einer *Chlamydomonas* zu tun haben. *Chl. Magnusii* REINKE ist daher ganz fallen zu lassen. Erst ein Wiederfund dieser Form könnte ergeben, zu welcher Algengruppe sie zu zählen ist (vgl. WILLE l. c.).

Chl. microplancton REINKE, Wiss. Meeresunters. III, 2 (1898), 3.

Infolge ihrer Kleinheit war es REINKE nicht möglich, eine ausreichende Beschreibung oder Abbildung zu geben. Eine Membran konnte REINKE nicht nachweisen. Auch die Abbildungen deuten eine solche nicht an, vielmehr läßt die unregelmäßige Gestalt der Schwärmer das vollständige Fehlen einer festen Hülle als sicher erscheinen. Die Art kann daher nicht zur Gattung *Chlamydomonas* gezählt werden, zumal sie auch eine abweichende Farbe des Chromatophoren aufweist. Ob es sich bei *Chl. microplancton* um einen Algenschwärmer handelt oder, wie WILLE vermutet, um eine Chrysomonadine, vermag ich nicht mit Sicherheit zu entscheiden: die erste Vermutung hat die größere Wahrscheinlichkeit für sich.

Chl. minima PASCHER

= *Platychloris minima* PASCHER in Süßwasserflora 4 (1927), 332.

Chl. minima DANGEARD, Journ. de Bot. 2 (1888), 415, Fig. 1—6.

= *Carteria minima* (DANG.) FRANCÉ.

Chl. minima SCHILLER, Arch. f. Protistenkunde 53 (1925), 111; Taf. 6, Fig. 46.

Es geht weder aus der Abbildung noch aus der Beschreibung mit Sicherheit hervor, daß es sich um eine *Chlamydomonas* handelt.

Chl. minima KORSCHIKOFF apud PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 280, Fig. 241.

Diese KORSCHIKOFFsche Art muß neu benannt werden, da der Name *minima* von SCHILLER schon für eine andere *Chlamydomonas* vergeben ist: *Chlamydomonas perpusilla* nom. nov.

Chl. monadina Stein var. *ovalis* Playfair, Proc. Linn. Soc. N. S. Wales 41 (1917), 827, Fig. 16.

Nach der Playfairschen Abbildung zu urteilen, gehört sie vielleicht eher zu *Chl. Braunii* Gorosch.; jedoch ist auch ihre Zugehörigkeit zu dieser Art keineswegs sicher festzustellen.

Es ist fraglich, ob die Varietät zu der Steinschen Art gehört; sie kann nur als zweifelhaft geführt werden.

Chl. Moorei Spargo, The Genus Chlamydomonas, Univ. Wash. Stud. 1913.

Ich habe diese Art nicht selbst gesehen. Nach den Angaben von Pascher in Süßwasserflora 4 (1927) ist sie zu streichen.

Chl. Morieri Dangeard, Ann. Sc. nat. sér. VII, Botanique 7 (1888), 105.

= *Chl. Ehrenbergii* Goroschankin (?).

Chl. Morieri wird von einigen Autoren als Synonym zu *Chl. Ehrenbergii* geführt. Da die Art aber nur unvollständig beschrieben ist, ist die Identität mit *Chl. Ehrenbergii* nicht mit Sicherheit festzustellen. Ich möchte sie, ebenso wie Pascher, als fragliches Synonym zu dieser stellen.

Chl. mucicola Schmidle var. *rotundata* Playfair, Proc. Linn. Soc. N. S. Wales 48 (1923), 208.

Die von Playfair ohne Abbildung veröffentlichte Varietät kann nach der Beschreibung ebensogut zu *Chl. mucicola* Schmidle wie zu *Chl. Kuteinikowi* Goroschankin gestellt werden, worauf Playfair selbst schon hinweist. Eine Identifizierung dieser Varietät dürfte unmöglich sein.

Chl. multifilis Goroschankin, Bull. Soc. Nat. Moscou N. S. 5 (1891), 119; Taf. 2, Fig. 14—23.

= *Carteria multifilis* Dill.

Chl. nanum Schiller, Arch. f. Protistenkunde 53 (1926), 110; Taf. 6, Fig. 42.

Für diese Art gilt das bei *Chl. cor* Schiller Ausgeführte. Es bleibt fraglich, ob *Chl. nanum* zur Gattung *Chlamydomonas* zu rechnen ist. Zweckmäßig wird sie ebenso wie *Chl. cor* aus ihr herausgenommen.

Chl. navicularis Schiller, Sitzber. K. Akad. Wiss. Wien 122 (1913), 625.

Chl. navicularis ist in ihrer ganzen morphologischen Ausbildung so von den übrigen Arten der Gattung unterschieden, daß sie keinesfalls zu ihr gestellt werden kann. Dies verbietet allein schon die merkwürdige Insertion der Geißeln.

Chl. neglecta Korschikoff.

= *Chlorogonium neglectum* Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 319.

Chl. novaezeelandiae Playfair, Proc. Linn. Soc. N. S. Wales 48 (1923), 211.

Die ohne Abbildung und mit unvollständiger Diagnose beschriebene *Chlamydomonas* zeigt Eigenschaften, aus denen hervorgeht, daß PLAYFAIR degeneriertes Material vorgelegen haben muß. Er führt aus, daß die Zellen sehr stark mit Stärke vollgestopft waren und der Chloroplast nur schwach gefärbt war. Das Vorhandensein eines Stigmas oder Pyrenoids konnte PLAYFAIR nicht feststellen. Aus allem geht hervor, daß er Zellen gesehen hat, die durch gewaltige Stärkespeicherung weitgehend verändert waren. Bei derartigem Material sind dann auch stets die Pyrenoide unsichtbar, die Stigmen verschwunden. Desgleichen nimmt der Chloroplast eine andere Färbung an. Es ist daher unmöglich festzustellen, ob PLAYFAIR tatsächlich eine neue Art beobachtet hat, oder ob es sich um einen Degenerationszustand einer bekannten Spezies gehandelt hat.

Chl. oblonga ANACHIN, Arch. f. Protistenkunde 73 (1931), 131, Fig. 1 a—b.

Unter dem gleichen Namen hat PRINGSHEIM 1930 eine andere *Chlamydomonas* veröffentlicht. *Chl. oblonga* ANACHIN muß neu benannt werden: *Chl. infirma* nom. nov.

Chl. obscura PLAYFAIR, Proc. Linn. Soc. N. S. Wales 48 (1923), 213.

Die Art ist von PLAYFAIR ohne Abbildung veröffentlicht worden. Aus der sehr kurz gehaltenen Diagnose sind Einzelheiten über die Lage der Organellen nicht zu ersehen, so daß nicht festzustellen ist, zu welcher Untergattung die Art gerechnet werden muß. Es wird angegeben, daß ein Pyrenoid im allgemeinen fehlt, bisweilen aber vorhanden ist. Hieraus geht hervor, daß PLAYFAIR sicher zwei verschiedene Arten vorgelegen haben, da sonst bei keiner anderen *Chlamydomonas* Formen mit und ohne Pyrenoid vorkommen. Die etwas summarische Beschreibung paßt im übrigen auf eine ganze Anzahl schon bekannter Arten.

Chl. obscura PLAYFAIR var. *ovata* PLAYFAIR, Proc. Linn. Soc. N. S. Wales 48 (1923), 213.

Die Varietät unterscheidet sich vom Typus nur durch die eiförmige Gestalt, wobei es fraglich bleibt, ob diese stets vorhanden ist. Vielleicht muß die Varietät mit der typischen Art zusammengefaßt werden. Aus der äußerst knappen Beschreibung ist darüber nichts zu entnehmen.

Chl. obscura PASCHER, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 131, Fig. 26 a—d.

Der Name *obscura* ist von PLAYFAIR 1923 für eine andere *Chlamydomonas*-Art vergeben worden. *Chl. obscura* PASCHER muß neu benannt werden: *Chlamydomonas ambigua* nom. nov.

Chl. obtusa A. BRAUN, Verjüngung in der Natur (Leipzig 1851), 230.

Die von A. BRAUN gegebene Diagnose ermöglicht kein Wiedererkennen der Art (vgl. auch WILLE l. c).

Chl. obtusa A. BRAUN im Sinne CIENKOWSKIS.

CIENKOWSKI bildet in Bot. Ztg. 23 (1865), 25; Taf. 1, Fig. 33—36 eine *Chlamydomonas* ab, die er als *Chl. obtusa* A. BRAUN bezeichnet, mit der sie aber nicht identisch sein dürfte. SCHMIDLE hat daher diese Form als *Chl. Cienkowskii* neu beschrieben, s. d.

Chl. Olifani KORSCHIKOFF, Arch. f. Protistenkunde 78 (1932), 590.

Die Alge gleicht zwar in ihrem morphologischen Bau weitgehend einer *Chlamydomonas*, weicht aber in ihrer Lebensweise so stark von dieser Gattung ab, daß sie besser nicht mit ihr vereinigt wird. Sie nähert sich stark der Gattung *Chlorophysema*, wobei sie namentlich zu *Chl. inertis* Pascher nahe Beziehungen aufweist; sie bildet eine Art Übergang zwischen beiden Gattungen, schließt sich aber enger an *Chlorophysema*, als an *Chlamydomonas* an. Sie mag daher zur ersten als *Chlorophysema Olifani* nov. comb. gestellt werden.

Chl. operculata Stein, Der Organismus der Infusionsthiere. III. Abt., Die Naturgeschichte der Flagellaten oder geißellosen Infusorien, 1. Hälfte (Leipzig 1878), Taf. 15, Fig. 44—45.

Bei dieser, von Stein nur durch eine Abbildung veröffentlichten Art, fehlen Angaben über Teilung usw. Eine Identifizierung allein nach den Abbildungen ist nicht möglich (vgl. Wille l. c.).

Chl. ovalis Korschikoff.

= *Gloeomonas ovalis* Klebs.

Chl. ovata Dangeard var. *pulchra* Playfair, Proc. Linn. Soc. N. S. Wales 48 (1923), 207.

Die Varietät ist so unvollständig beschrieben, daß ihre Zugehörigkeit zum Typus nicht festzustellen ist. Überdies fehlt eine Abbildung. Es ist zweckmäßig, diese Varietät, als ungenügend bekannt, ganz fallen zu lassen.

Chl. paradoxa Chodat, Bull. Soc. Bot. Genève 15 (1923), 47.

Die Diagnose dieser Spezies erlaubt, da eine Figur fehlt, keinen sicheren Schluß auf ihre Zugehörigkeit zu *Chlamydomonas*, die auch Chodat selbst nicht ganz sicher erschien.

Chl. paradoxa Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 293, Fig. 259 = *Chloromonas paradoxa* Korschikoff, Arch. Russ. Protistol. 5 (1926), 158 (dtsch. Zusammenf.).

Da *Chl. paradoxa* ein bereits von Chodat für eine andere Art benutzter Name ist, muß die Paschersche Art neu benannt werden: *Chl. mundana* nom. nov.

Chl. Pascheri Peterfi, Bull. Jard. et Mus. Bot. Cluj 19 (1939), 87, Fig. 1.

Der Name *Pascheri* ist bereits von Dangeard 1929 für eine andere Spezies vergeben. Ich führe die Peterfische Art als *Chlamydomonas Peterfii* nom. nov. auf.

Chl. penioides Pascher, Süßwasserflora 4 (1927), 256.

Pascher nennt *Chl. penioides* im Anschluß an *Chl. pertusa* Chodat, ohne allerdings eine genaue Beschreibung oder Abbildung zu geben. Sie ist daher zu den unsicheren Arten zu rechnen.

Chl. pertusa Chodat var. *subglobosa* Skuja, Acta Horti Bot. Univ. Latviens. 2 (1927), 60 = *Chl. Skujae* Pascher s. d.

Chl. Pichinchae nom. nov. = *Chloromonas Pichinchae* Wille, Nyt Mag. f. Naturvidenskab. 41 (1903), 152; Taf. 4, Fig. 24 = *Chl. tingens* A. Braun var. *nivalis* Lagerh., Ber. Deutsch. Bot. Ges. 10 (1892), 528.

Die Art, die vielleicht zur Gattung *Chlamydomonas* gehört, ist nur unzureichend beschrieben und abgebildet. Dies gilt namentlich für die Morphologie der Schwärmer.

Chl. pisiformis DILL var. *attenuata* PLAYFAIR, Proc. Linn. Soc. N. S. Wales 41 (1916), 826, Fig. 13 und var. *ocellata* PLAYFAIR, l. c. 43 (1918), 521, Fig. 25.

Bei beiden Varietäten ist es unsicher, ob sie zu der DILLschen Form zu rechnen sind: sie können nur als zweifelhaft aufgeführt werden.

Ferner hat PLAYFAIR zwei weitere Varietäten beschrieben, bei denen ihre Zugehörigkeit zu *Chl. pisiformis* DILL ganz unsicher ist:

var. *cylindrica* PLAYFAIR l. c. 41 (1916), 826 ohne Abb. und eine var. *gloeocystiformis* PLAYFAIR l. c. 41, 826; Taf. 56, Fig. 14.

Chl. pluristigma BRISTOL, Ann. of Bot. 34 (1920), 72 = *Chl. Snowiae* PRINTZ var. *pluristigma* nov. comb. s. d.

Chl. puviale WOLLE, Fresh Water Algae (1877), 167; Taf. 154, Fig. 7, 8.

Abbildungen und Beschreibung sind so unvollständig, daß sich die Art danach nicht wiedererkennen läßt. Sie ist, als ungenügend bekannt, ganz fallen zu lassen (vgl. WILLE l. c.).

Chl. procera PRINTZ, Norske Vidensk. Selsk. Skrift. 4 (1916), 9; Taf. 1, Fig. 2—3.

Es geht weder aus der Abbildung noch aus der Beschreibung eindeutig hervor, bei welcher Untergattung die Art einzureihen ist. Wahrscheinlich ist sie zu *Chlamydella* zu stellen. Hierauf deutet auch die von PRINTZ angegebene Ähnlichkeit mit *Chl. mucicola* SCHMIDLE hin.

Chl. pseudoreticulata PASCHER, Süßwasserflora 4 (1927), 306 = nomen nudum.

Von dieser Spezies existiert nur der Name. PASCHER gibt weder eine Abbildung noch eine Beschreibung.

Chl. pteromonoides CHODAT, Bull. Soc. Bot. Genève 12 (1920), 295, Fig. 2.

Für *Chl. pteromonoides* gilt das bei *Chl. ampla* PRINTZ Gesagte, nur, daß hier die Verhältnisse noch klarer liegen als bei dieser. Sie muß nach ihrem ganzen morphologischen Bau zu *Sphaerellopsis* gestellt werden: *Sphaerellopsis pteromonoides* nov. comb.

Chl. pulchra PRINGSHEIM, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 97, Fig. 6—8.

Der Name *pulchra* ist von SKVORTZOW 1929 für eine andere *Chlamydomonas* vergeben worden. Ich führe daher *Chl. pulchra* PRINGSHEIM als *Chlamydomonas callosa* nom. nov. auf.

Chl. pulvisculus (O. F. Müller) Ehrenberg, Abhandl. Akad. Wiss. Berlin 1833 (1835), 288.

Chl. pulvisculus ist ein Sammelname für eine ganze Anzahl verschiedener Arten. Er ist von älteren Autoren eben auf jede Art angewandt worden. Es ist auch fraglich, ob die Arten von O. F. Müller und Ehrenberg identisch sind. Der Name verschwindet zweckmäßig vollkommen (vgl. Wille l. c.).

Chl. pulvinata Vischer, Bull. Soc. Bot. Genève 18 (1926), 210.

Ich wage nicht zu entscheiden, ob es sich bei der von Vischer abgebildeten Form tatsächlich um eine *Chlamydomonas* handelt. Die Abbildungen scheinen darauf hinzudeuten, und die Angaben der Beschreibung widersprechen dem nicht, daß es sich um eine Art handelt, die vielleicht besser zu den Tetrasporalen zu stellen wäre. Es gibt ja innerhalb der Gattung eine ganze Reihe von Arten, die den Übergang zu den Tetrasporalen vermitteln (z. B. *Chl. Kleinii* Schmidle, die Pascher sogar vollkommen zu den Tetrasporales stellen möchte, *Chl. dactylococcoides* Scherffel et Pascher, *Chl. fungicola* Puymaly, *Chl. gloeogama* Korschikoff und vielleicht auch *Chl. typhlos* Gerl.), und deren Einstellung bei der Gattung *Chlamydomonas* vielleicht nur als provisorisch gelten kann. Dies ist in starkem Maße auch für *Chl. pulvinata* der Fall, die ich nur unter Vorbehalt zu *Chlamydomonas* stellen möchte.

Chl. radiosa Schneider, Zeitschr. f. wiss. Zoologie 30, Suppl. (1878), 453; Taf. 21, Fig. 18.

Aus der Figur geht hervor, daß es sich bei *Chl. radiosa* Schneider um *Haematococcus pluvialis* Flotow handelt (vgl. Wille l. c.).

Chl. rattuli Korschikoff, Arch. f. Protistenkunde 78 (1932), 390

Für *Chl. rattuli* gilt das gleiche wie für *Chl. Olifani* Korschikoff. Auch sie ist besser zu *Chlorophysema* zu stellen: *Chlorophysema rattuli* nov. comb.

Chl. rostrata Cienkowski, Bot. Ztg. 23 (1865), 26.

Ich stimme mit Wille (l. c.) darin überein, daß es sich bei *Chl. rostrata* um *Haematococcus pluvialis* handelt, wobei Cienkowski vielleicht degenerierende Individuen vorgelegen haben. Keinesfalls aber kann die Art zu *Chlamydomonas* gestellt werden, da plasmatische, pseudopodienartige Fortsätze in dieser Gattung nicht vorkommen.

Chl. sanguinea Lagerheim, Ber. Deutsch. Bot. Ges. 10 (1891), 519; Taf. 28, Fig. 1, 2.

Chl. sanguinea ist nur unvollständig bekannt. Es ist nicht klar ersichtlich, ob sie zu *Chlamydomonas* gestellt werden kann.

Chl. scutula Pascher, Arch. f. Protistenkunde 76 (1932), 14, Fig. 11.

Ich habe mich nicht entschließen können, sie als eigene Art aufzuführen, denn sie zeigt mit *Chl. Braunii* im morphologischen Bau so weitgehende Übereinstimmung, daß ich sie nur als var. *scutula* nov. comb. zu dieser stellen möchte.

Chl. Snowiae Printz var. *ovata* Playfair, Proc. Linn. Soc. N. S. Wales 48 (1923), 210, Fig. 6.

Es erscheint unsicher, daß die Varietät zum Typus gehört; weder aus der unvollständigen Beschreibung, noch aus der Abbildung ist etwas darüber zu entnehmen. Die Figur deutet vielmehr auf das Gegenteil hin.

Chl. sphaera nom. nov. = *Chloromonas sphaera* SCHILLER, Arch. f. Protistenkunde 53 (1925), 122; Taf. 6, Fig. 49.

Aus der sehr unvollständigen Diagnose geht nichts über die Zugehörigkeit zur Gattung hervor. Die äußerst langen Geißeln und der innere Bau der Zellen lassen vielmehr vermuten, daß wir es hier mit einer besonderen Gattung zu tun haben. *Chl. sphaera* muß daher zu den zweifelhaften Formen gerechnet werden.

Chl. sphaerica TROITZKAJA, Not. Syst. Crypt. Hort. Bot. Petropol. 2 (1923), 82.

= *Chl. monadina* STEIN s. d.

Chl. stellata DILL forma SERBINOW, Bull. Jardin Imp. Bot. (1902), 151 (Dtsch. Zusammenf.), 2 Taf.

= *Chloromonas Serbinowi* WILLE = *Chlamydomonas Serbinowi* PASCHER s. d.

Chl. stellata CHODAT, Bull. Herb. Boissier 5 (1896), 278, Fig. 29.

= *Lobomonas stellata* CHODAT.

Chl. stipitata BACHMANN, Arch. f. Hydrobiol. u. Planktonkunde 3 (1907), 79, Fig. 11, 1—15.

= *Stylosphaeridium stipitatum* GEITLER.

Chl. subglobosa SKVORTZOW, Arch. f. Protistenkunde 66 (1929), 160.

Die sehr kurz gefaßte Diagnose erlaubt keine sichere Vorstellung vom Aussehen der Art, die auch durch die beigegebene Abbildung nicht ermöglicht wird. Nach der Figur hat es den Anschein, als habe SKVORTZOW fixiertes Material vorgelegen, bei dem der Protoplast geschrumpft war. Die Membranpapille, von der in der Diagnose die Rede ist, wird auf der Zeichnung nicht angedeutet. Zeichnung und Beschreibung stimmen auch in anderen Punkten nicht überein.

Chl. subglobosa PRINGSHEIM, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 96, Fig. 1—2.

Da SKVORTZOW unter dem gleichen Namen eine andere Art aufführt, muß die PRINGSHEIMsche umbenannt werden: *Chlamydomonas sphaeroides* nom. nov.

Chl. submarina VERSCHAFFELT, Botanisch Jaarboek 21 (1929), 20.

Beschreibung und Abbildung sind nicht vollständig genug, um nach ihnen die Art zu identifizieren.

Chl. taurangensis PLAYFAIR, Proc. Linn. Soc. N. S. Wales 48 (1923), 210.

PLAYFAIR hat diese Spezies ohne Abbildung veröffentlicht. Die Beschreibung läßt ein Wiedererkennen der Art nicht zu.

Chl. tener SCHILLER, Arch. f. Protistenkunde 53 (1925), 112, Textfig. A_1.

Aus der Beschreibung und der Figur geht hervor, daß es sich nicht um eine *Chlamydomonas* handelt. Die äußerst langen Geißeln und der innere Bau schließen dies aus. *Chl. tener* ist aus der Gattung herauszunehmen. Wohin sie zu stellen ist, kann erst nach einem Wiederfund der Art entschieden werden.

Chl. tetrabaena Diesing, Syst. Helminth. 1 (1850), 70.
= *Gonium sociale* (Dujard.) Warming.

Chl. tingens A. Braun, Verjüngung in der Natur (Leipzig 1851), 230.

Die Beschreibung ist zu unvollständig, als daß die Art identifiziert werden könnte (vgl. Wille l. c.).

Chl. tingens A. Braun im Sinne Frank, Bot. Ztg. 62 (1904), 153.
= *Chl. Franki* Pascher s. d.

Chl. tingens A. Braun var. *nivalis* Lagerheim, Ber. Deutsch. Bot. Ges. 10 (1892), 521.
= *Chloromonas Pichinchae* s. d. = *Chl. Pichinchae* nom. nov., s. d.

Chl. truncata Fritsch u. Rich, Ann. of Bot. 41 (1927), 96, Fig. 3.

Die Art ist nach fixiertem Material beschrieben worden. Obwohl also Einzelheiten des morphologischen Baus nicht zu erkennen sind, geht aus den Angaben von Fritsch u. Rich hervor, daß es sich nicht um eine *Chlamydomonas* handelt. Wie beide Autoren angeben, nähert sie sich der Gattung *Sphenochloris* Pascher. Von dieser ist sie aber auch durch eine ganze Anzahl von Merkmalen unterschieden, so daß sie nicht gut bei ihr untergebracht werden kann. Ihre eigentliche Stellung muß daher fraglich bleiben; aus der Gattung *Chlamydomonas* ist sie jedoch herauszunehmen.

Chl. truncata Pascher u. Jahoda, Arch. f. Protistenkunde 61 (1928), 272, Fig. 25.

Wenn auch die von Fritsch u. Rich beschriebene *Chl. truncata* sicher nicht zur Gattung gehört, halte ich es zur Vermeidung von Irrtümern, doch für zweckmäßig, die von Pascher u. Jahoda beschriebene jüngere Form neu zu benennen: *Chlamydomonas monstruosa* nom. nov.

Chl. tumida Schneider, Zeitschr. f. wiss. Zoologie 30, Suppl. (1878), 453; Taf. 21, Fig. 19.
= *Carteria mutifilis* (Fres.) Dill.

Chl. urceolata Printz, Norske Vidensk. Selsk. Skrift. Nr. 6, 1913 (1914), 19.
= *Sphenochloris urceolata* Pascher in Süßwasserflora 4 (1927), 328.

Chl. uva (O. F. Müller) Poulsen, Vidensk. Meddel. fra Nat. Foren. i Kjøbenhavn (1879/80), 239.
= *Polytoma uvella* Ehrenberg.

Chl. variabilis Dangeard f. *anglica* G. S. West, Journ. of Bot. 53 (1915), 76, Fig. 2.
= *Chl. anglica* Pascher s. d.

Chl. vestita Pascher, Arch. f. Protistenkunde 69 (1930), 136, Fig. 30.

Für die Art gilt das bei *Chl. ampla* Printz Ausgeführte; sie muß zu *Sphaerellopsis* gestellt werden: *Sphaerellopsis vestita* nov. comb.

Chl. sphaerica Migula, Kryptogamenflora von Deutschland II, 1 a (1907), 597; Taf. 34.

Lediglich im Anschluß an die unsicheren Arten führe ich auch *Chl. sphaerica* Migula auf. Ich habe mich nicht entschließen können sie zu den unsicheren Arten zu zählen, da sie innerhalb dieser doch eine gesonderte Stellung einnimmt, als sie vielleicht nach der Beschreibung Migulas doch einmal wiedererkannt werden kann. Andererseits ist die von ihm veröffentlichte Abbildung zu ungenau, um die Art mit Bestimmtheit zu den sicheren Spezies zählen zu können.

Zusammenfassung.

1. Zur Klärung der Frage der Konstanz der Artmerkmale werden eine Anzahl von *Chlamydomonas*-Arten untersucht, von denen ein Teil neu beschrieben wird.

2. Die Algen werden aus Faulkulturen isoliert und dann in den verschiedensten anorganischen, z. T. auch organischen Nährlösungen auf ihre Variabilität untersucht. Es wird für die Untersuchungen der Begriff der „Typusvariabilität“ nach Czurda zugrunde gelegt.

3. Die Versuche ergeben die weitgehende Konstanz der verschie, denen Artmerkmale: Gestalt der Zelle, Lage und Zahl der Pyrenoide-Form und Ausbildung der Papille, des Stigmas und der Geißeln.

4. Größere Modifizierbarkeit weist bei allen untersuchten Formen nur die Gestalt des Chromatophoren und bisweilen die Lage des Kernes auf. Eine Abhängigkeit von der Art der verwendeten Nährlösung ist dabei nicht festzustellen. Die Lage des Kernes wird ausschlaggebend von der Gestalt des Chromatophoren beeinflußt.

5. Es wird darauf hingewiesen, daß die von Moewus vorgenommenen Artstreichungen zum großen Teil zu Unrecht erfolgt sind.

6. Die Probleme der Abgrenzung der Gattung und der einzelnen Arten innerhalb dieser werden erörtert, wobei auf den künstlichen Charakter der systematischen Gliederung hingewiesen wird.

7. Die Zahl der kontraktilen Vakuolen wird in stärkerem Maße als bisher für die Einteilung der Gattung herangezogen.

8. Auf Grund der Variabilitätsversuche werden einige *Chlamydomonas*-Arten miteinander vereinigt.

9. Ein Teil der bisher zur Gattung gezählten Arten wird zu anderen Gattungen gestellt. Andere Arten werden als species incertae ebenfalls aus der Gattung herausgenommen.

Nachtrag.

Nachdem diese Arbeit schon im Druck abgeschlossen war, erhielt ich die Originalarbeit Korschikoffs, in der die Gattung *Sphaerellopsis* zugunsten von *Chlamydomonas* eingezogen ist (vgl. S. 419). Gleichzeitig wird hier auch eine neue Art beschrieben, die noch anhangsweise aufgeführt sei:

Chlamydomonas similis Korsch., Volvocineae, Viznačnik prisnovodnich vocloroskj U. R. d. R. 4, Kiew 1938, S. 94, Fig. 66.

Diese Form gehört, wie auch Korschikoff anführt, in die Nähe von *Chl. penium* Pascher.

Die ebenfalls neue Art *Chl. velata* (l. c. S. 71, Fig. 22) muß, wenn man die Gattung *Sphaerellopsis* beibehält, zu dieser gestellt werden:

Sphaerellopsis velata (Korsch.) nov. comb.

Die als *Chl. crassicauda* (l. c. S. 72, Fig. 24) aufgeführte Form ist identisch mit *Sphaerellopsis fluviatilis* Pascher (*Sphaerellopsis crassicauda* Korsch.).

Korschikoff beschreibt ferner als *Chl. Scherffelii* eine Art, die bisher als *Asterococcus superbus* Scherffel aufgeführt wurde. Er geht dabei von dem beweglichen Stadium aus, das allerdings einer *Chlamydomonas* weitgehend ähnlich sieht. Ob die Zoosporen mit *Chl. rotula* Playfair identisch sind, wie Korschikoff dies vermutet, ist nicht zu entscheiden, da die von Playfair gegebene Beschreibung zu kurz ist, um eine Identifizierung sicher zu ermöglichen. Unterschiede bestehen hinsichtlich des Stigmas, das bei *Chl. rotula* Playf. fehlen soll. Auch die Abbildungen stimmen nicht überein.

Eine andere Frage ist ferner, ob es überhaupt angängig ist, die Gattung *Asterococcus* zugunsten von *Chlamydomonas* einzuziehen. Wie auch Pascher betont, sind die Beziehungen zwischen Volvocalen und Tetrasporalen so eng, daß eine Abgrenzung beider sehr schwierig ist. Die Unterschiede bestehen vielfach lediglich in der längeren bzw. kürzeren Zeit, die die Zoosporen im beweglichen Zustand verbringen. In dieser Hinsicht schließt sich *Asterococcus* weitgehend den Tetrasporalen an. Sie bildet, wie viele andere Gattungen auch (z. B. *Chlorophysema*), ein Bindeglied zwischen den Volvocalen und Tetrasporalen. Es ist daher meines Erachtens besser, sie bei letzteren zu belassen, mit denen sie in ihren Lebensvorgängen weitgehende Übereinstimmung zeigt.

Literaturverzeichnis.

ANACHIN, J. K. (1931): Über einige neue Chlamydomonas-Arten. Arch. Protistenkde **73**. 131—136.

ARTARI, A. (1892): Untersuchungen über die Entwicklung und Systematik einiger Protococcoideen. Bull. Soc. Imp. Nat. Moscou N. F. **6**, 222—262.

— (1913): Zur Physiologie der Chlamydomonaden I und II. Jb. Bot. **52**, 410—466 und **53**, 1914, 527—535.

BACHMANN, H. (1905): Botanische Untersuchungen des Vierwaldstättersees. Ber. dtsch. bot. Ges. **23**, 156—162.

— (1908): Vergleichende Untersuchungen über das Phytoplankton von Seen Schottlands und der Schweiz. Arch. f. Hydrobiol. **3**, 1—91.

BEHLAU, J. (1939): Der Generationswechsel zwischen Chlamydomonas variabilis DANG. und Carteria ovata JACOBSEN. Beitr. Biol. Pflanz. **26**, 221—249.

BĚLAŘ, K. (1926): Der Formwechsel der Protistenkerne. Eine vergleichend morphologische Studie. Erg. Zool. **6**, 325—654.

BENECKE, W. (1898): Über Kulturbedingungen einiger Algen. Bot. Ztg. **56**, 83—96

BOLD, H. C. (1938): Notes on Maryland Algae. Bull. Torrey bot. Club **65**, 293—301.

BRISTOL, B. M. (1920): On the Algal-Flora of some desiccated English soils: an important Factor in soil biology. Ann. of Bot. **34**, 35—80.

CHADEFAUD, M. (1933): Les colorations vitales chez les Algues. C. R. Acad. Sci. Paris **197** (2), 90.

CARTER, N. (1938): New or interesting algae from brackish water. Arch. Protistenkde **90**, 4.

CHMIELEWSKY, M. V. F. (1904): Matériaux pour servir à la morphologie des Algues vertes. Warschau. 259 S.

CHODAT, R. (1894): Matériaux pour servir à l'histoire des Protococcoidées. Bull. Herbier Boissier **2**, 585—610 und **4** (1896), 273—280.

— (1913): Matériaux pour la flore cryptogamique de la Suisse IV, 2: Monographies d'Algues en culture pure, 266 S.

— (1921): Algues de la région du Grand St. Bernard. Bull. Soc. Bot. Genève (1918), S. 293—305.

CHODAT, R. et ZANDER, M. J. (1923): Algues de la région du Grand St. Bernard. Bull. Soc. Bot. Genève **15**, 33—48.

COHN, F. (1865): Chlamydomonas marina COHN. Hedwigia (Dresden) **4**, 97—99.

CONRAD, W. (1931): Recherches sur les Flagellates de Belgique. Mém. Mus. R. Hist. Nat. Belgique **47**.

CZURDA, V. (1935): Über die „Variabilität" von Chlamydomonas eugametos MOEWUS. Beih. Bot. Zbl. **53** A, 133.

— (1935a): Über die Begriffe „Typus" und „Variabilität" in der Systematik der Algen. Ibid. **53** A, 158.

DANGEARD, P. (1886/87): Note sur le genre Chlamydomonas. Bull. Soc. Linnéenne Normandie **4**, sér. 1, 151—158.

— (1888): Recherches sur les Algues inférieures. Ann. sc. nat. Bot. 7. sér. **7**, 112.

— (1890): Indications sur la récolte des Algues inférieures: modes de culture et technique. Nuova Notarisia **5**, 1001—1014.

— (1929): Notes de vacances. Sur les organismes inférieurs et la question du vacuome. Le Botaniste **21**, 281—350.

DESROCHE, P. (1911): Sur le phototropisme des zoospores de Chlamydomonas Steinii GOROSCHANKIN. C. R. Acad. Sci. Paris **152**, 890—893.

— (1911a): Actions des diverses radiations sur le mouvement des zoospores de Chlamydomonas. Ibid. **153**, 829—832.

— (1911b): Mode d'action des lumières colorées sur les Chlamydomonas. Ibid. **153**, 1014—1017.

Desroche, P. (1912): Influence de la température sur les zoospores de Chlamydomonas. Ibid. **154**, 1244—1247.

— (1912a): Action du gel sur les cellules végétales. C. R. Soc. Biol. Paris **72**, 748—750.

De-Toni, G. B. (1889): Sylloge Algarum I. Volvocaceae, p. 533—559.

Dill, O. (1896): Die Gattung Chlamydomonas und ihre nächsten Verwandten. Jb. Bot. **28**, 328—385.

Dragone-Testi, G. (1933): Azione di alcuni alcaloidi sulla sviluppo di Chlamydomonas e di Euglena. Ann. di Bot. **20**, 38—43.

Eckert, Fr. u. R. Lindauer (1934): Präparationstechnik der Süßwasseralgen.

Fischer, A. (1894): Über die Geißeln einiger Flagellaten. Jb. Bot. **26**, 187—235.

Frank, Th. (1904): Kultur und chemische Reizerscheinungen der Chlamydomonas tingens. Bot. Ztg. **62**, 153.

Fritsch, F. E. (1930): Contribution to our Knowledge of the freshwater Algae of South Africa. VII. Freshwater Algae (exclusive of Diatoms) from Griqualand West. Trans. roy. Soc. S. Africa **18**, 1—92.

Fritsch, F. E. and F. Rich (1927): On some new species of Chlamydomonaceae. Ann. of Bot. **41**, 91—99.

Fehér, D. (1933): Untersuchungen über die Mikrobiologie des Waldbodens. Berlin.

Fehér, D. u. M. Frank (1936): Untersuchungen über die Lichtökologie der Bodenalgen. Arch. f. Mikrobiologie **7**, 1—31.

Gistl, R. (1932): Zur Kenntnis der Erdalgen. Arch. f. Mikrobiologie **3**.

— (1933): Erdalgen und Düngung. Erdalgen und Anionen. Ibid. **4**.

Goroschankin, J. N. (1890): Beiträge zur Kenntnis der Morphologie und Systematik der Chlamydomonaden. I. Chlamydomonas Braunii. Bull. Soc. Imp. Nat. Moscou, N. S. **4**, 498—520.

— (1891): Beiträge zur Kenntnis der Morphologie und Systematik der Chlamydomonaden. II. Chlamydomonas Reinhardi und seine Verwandten. Ibid. **5**.

— (1905): Beiträge zur Kenntnis der Morphologie und Systematik der Chlamydomonaden. III. Chlamydomonas coccifera. Flora **94**, 420—423.

Hall, R. P. and F. N. Ross (1931): The vacuome of the flagellate Chlamydomonas. J Morph. a. Physiol. **51**, 527—543.

Hämmerling, J. (1929): Dauermodifikationen. Handbuch der Vererbungswissenschaften I.

Hartmann, M. (1924): Über die Veränderung der Koloniebildung von Eudorina elegans und Gonium pectorale unter dem Einfluß äußerer Bedingungen. Arch. Protistenkde **49**, 375.

— (1928): Praktikum der Protozoologie. 5. Aufl.

— (1929): Fortpflanzung und Befruchtung als Grundlage der Vererbung. Handbuch der Vererbungswissenschaften I.

— (1929a): Verteilung, Bestimmung und Vererbung des Geschlechtes bei Protisten und Thallophyten. Ibid. II.

— (1934): Beiträge zur Sexualitätstheorie mit besonderer Berücksichtigung neuerer Ergebnisse von Fr. Moewus. Sitzgsber. preuß. Akad. Wiss., Physik.-math. Kl. **20**.

— (1939): Geschlecht und Geschlechtsbestimmung im Tier- und Pflanzenreich. Sammlung Göschen **1127**.

Jacobsen, H. C. (1910): Kulturversuche mit einigen niederen Volvocaceen. Z. Bot. **2**, 145.

Kater, J. (1929): Morphologie and division of Chlamydomonas with reference to the phylogenie of the flagellates neuromotor system. Univ. California Publ. Zool. **33**, 125—168.

Klebs, G. (1896): Die Bedingungen der Fortpflanzung bei einigen niederen Algen und Pilzen. Jena.

KOLKWITZ, R. (1929): Methoden zum Nachweis der Wasser- und Abwässerorganismen. Handbuch der pathogenen Mikroorganismen, 3. Aufl., **10**.

— (1939): Pflanzenphysiologie. Jena.

KORSCHIKOFF, A. A. (1923): Über den Bau und die Aggregation der Geißeln bei den Volvocales und den Flagellaten. Arch. Russe Protistol. **2**, 195—205

— (1924): Zur Morphologie und Systematik der Volvocales. Ibid. **3**, 45—56.

— (1925): Beiträge zur Morphologie und Systematik der Volvocales. Ibid. **4**, 153—197.

— (1932): Studies in the Vacuolatae I. Arch. Protistenkde **78**, 590.

KUFFERATH, H. (1930): La culture des Algues. Publ. Revue Algolog. Paris.

KÜSTER, E. (1907): Die Kultur der Mikroorganismen. Leipzig u. Berlin.

KUWADA, Y. (1916): Some pecularities observed in the culture of Chlamydomonas. Botanic. Mag. Tokyo **30**, 347—358.

LUCKSCH, I. (1932): Ernährungsphysiologische Untersuchungen an Chlamydomonaden. Beih. Bot. Zbl., Abt. I, **50**.

MARSSON, M. (1903): Die Fauna und Flora des verschmutzten Wassers und ihre Beziehung zur biologischen Wasseranalyse. Forschgsber. Biol. Stat. Plön **10**, 60—73.

— (1904): Die Abwasser-Flora und -Fauna einiger Kläranlagen bei Berlin und ihre Bedeutung für die Reinigung städtischer Abwässer. Mitt. Prüfgsanst. Wasserhyg. Berlin, H. 4.

MAST, S. O. (1927/28): Structure and function of the eyespot in unicellular and colonial organismes. Arch. Protistenkde **60**, 197—220.

MIGULA, W. (1907): Kryptogamenflora von Deutschland **2**, 1 a.

MOEWUS, F. (1931): Neue Chlamydomonaden. Arch. Protistenkde **75**.

MOEWUS, F. (1932): Volvocales-Literaturverzeichnis. Beih. Bot. Zbl., Abt. I, **49**.

— (1933): Untersuchungen über die Variabilität von Chlamydomonaden. Arch. Protistenkde **80**, H. 1.

— (1934): Über Subheterözie bei Chlamydomonas eugametos. Ibid. **83**.

(1934a): Über Dauermodifikationen bei Chlamydomonaden. Ibid. **83**.

— (1935): Neue Volvocalen aus der Umgebung von Coimbra (Portugal). Bol. Soc. Broteriana, ser. 2, **10**,

— (1935a): Über einige Volvocalen aus dem Georgenfelder Moor (Erzgebirge). Sitzgsber. u. Abhandl. Naturwiss. Ges. Isis Dresden (1933/34).

— (1936): Faktorenaustausch, insbesondere der Realisatoren bei Chlamydomonas-Kreuzungen. Ber. dtsch. bot. Ges. **54**.

(1938a): Carotinoide als Sexualstoffe von Algen. Jb. Bot. **86**, 735.

— (1938b): Vererbung des Geschlechts bei Chlamydomonas eugametos und verwandten Arten. Biol. Zbl. **58**, 516.

— (1939): Untersuchungen über die relative Sexualität von Algen. Ibid. **59**, 40.

— (1939): Über die Chemotaxis von Algengameten. Arch. Protistenkde **92**, 485.

MÜNSTER-STRÖM, K. (1931): Teforvatn. A Physiographical and biological study of a mountain lake. Arch. f. Hydrobiol. **22**, 491.

NOLAND, L. E. (1928): A combined fixative and stain for demonstrating flagella and cilia in temporary mounts. Science (N. Y.) **67**, 535.

OLTMANNS, FR. (1922/23): Morphologie und Biologie der Algen. 2. Aufl. Jena.

PASCHER, A. (1916): Über die Kreuzung einzelliger haploider Organismen: Chlamydomonas. Ber. dtsch. bot. Ges. **34**, 228—242.

— (1918): Flagellaten und Rhizopoden in ihren gegenseitigen Beziehungen. Arch. Protistenkde **38**, 1—88.

— (1927): Süßwasserflora Heft 4, Volvocales. Jena.

— (1929): Neue Protisten XXI. Arch. Protistenkde **65**.

— (1930): Neue Volvocalen (Polyblepharidinen, Chlamydomonaden). Ibid. **69**, 103.

Pascher, A. (1931): Über Gruppenbildung und „Geschlechtswechsel" bei den Gameten einer Chlamydomonadine (Chlamydomonas paupera). Jb. Bot. **75**.

– (1931): Systematische Übersicht über die mit Flagellaten in Zusammenhang stehenden Algenreihen und Versuch einer Einreihung dieser Algenstämme in die Stämme des Pflanzenreiches. Beih. Bot. Zbl. **48**, Abt. II, 317—332.

– (1932): Zur Kenntnis der einzelligen Volvocalen. Arch. Protistenkde **76**.

Pascher, A. u. R. Jahoda (1928): Neue Polyblepharidinen und Chlamydomonadinen aus den Almtümpeln um Lunz. Ibid. **61**, 239—281.

Petersen, J. B. (1929): Beiträge zur Kenntnis der Flagellatengeißeln. Bot. Tidskr. **40**, 373—385.

— (1932): Einige neue Erdalgen. Arch. Protistenkde **76**, 395—408.

— (1932): The algal vegetation of Hammer Bakker. Bot. Tidskr. **42**, 1—48.

Pietschmann, K. (1937): Über Bestrahlung von Chlorella vulgaris mit Röntgenstrahlen. Arch. f. Mikrobiologie **8**, 180—206.

Prescott (1927): The motile Algae of Jowa. Univ. Jowa Stud. Nat. Hist. **12**, Nr. 6.

Pringsheim, E. G. (1930): Neue Chlamydomonaceen, welche in Reinkultur gewonnen wurden. Arch. Protistenkde **69**, 95—102.

— (1935b): Wuchsstoff im Erdboden. Naturwiss. **23**, 197.

— (1936): Das Rätsel der Erdabkochung. Beih. Bot. Zbl. **55**.

Printz, H. (1915): Beiträge zur Kenntnis d. Chlorophyceen und ihrer Verbreitung in Norwegen. Kgl. Norske Vidensk. Selsk. Skrifter **2**.

—: Chlorophyceae. Engler-Prantl, Natürl. Pflanzenfamilien, 2. Aufl., **3**.

Puymaly, A. de (1923): Adaptation à la vie aërienne d'une Algue verte du groupe des Volvocales. Chlamydomonas fungicola n. sp. C. r. Acad. Sci. Paris **176**, 1739—1741.

Richter, O. (1911): Die Ernährung der Algen. Leipzig.

Rona, P. (1926): Praktikum der physiologischen Chemie. Bd. 1. Berlin.

Rostafinski, J. T. (1871): Beobachtungen über die Paarung von Schwärmsporen. Bot. Zeitg. **29**, 735—790.

Schiller, J. (1913): Vorläufige Ergebnisse der Phytoplanktonuntersuchungen auf der Fahrt S.M.S. „Najade" in der Adria. II. Flagellaten und Chlorophyceen. Sitzgsber. Akad. Wiss. Wien, Math.-naturwiss. Kl. **122**, 629.

— (1926): Die planktonische Vegetation des adriatischen Meeres. Arch. Protistenkde **53**, 59—123.

Schmidle, W. 1893): Über den Bau und die Entwicklung von Chlamydomonas Kleinii n. sp. Flora **77**, 16—26.

— (1896): Chlamydomonas grandis Stein und Chlamydomonas Steinii Schmidle. Flora **82**, 85—89.

— (1897): Beiträge zur Algenflora des Schwarzwaldes und des Oberrheins VI. Hedwigia **36**, 1—25.

Schreiber, E. (1925): Zur Kenntnis der Physiologie und Sexualität höherer Volvocales. Z. Bot. **17**, 337.

Schulze, B. (1927): Zur Kenntnis einiger Volvocales. Arch. Protistenkde **58**, 508 bis 576.

Serbinow, J. L. (1902): Über eine neue pyrenoidlose Rasse von Chlamydomonas stellata Dill. Bull. Jard. Imp. Bot. St. Pétersb. **2**, 141—153.

Skuja, H. (1927): Vorarbeiten zu einer Algenflora Lettlands. Acta Horti bot. Univ. latv. **2**.

— (1931): Die Algenflora der Insel Moritzholm im Usmaitensee. Arb. Naturf. Ver. Riga **19**.

— (1932): Beitrag zur Algenflora Lettlands I. Acta Horti bot. Univ. latv. **7**, 25—86.

Skvortzow, B. W. (1927): Über neue Chlamydomonaden aus der Mandschurei. Arch. f. Hydrobiol. **18**.

Skvortzow, B. W. (1929): Einige neue und wenig bekannte Chlamydomonaden aus Manschuria. Arch. Protistenkde **66**, 160—163.

— (1932): Flagellaten aus der Nordmandschurei. Ibid. **77**, 522 ff.

Spargo, M. V. (1913): The genus Chlamydomonas. Wash. Univ. Stud.

Steinecke, Fr. (1925): Die Serodiagnostik als Hilfsmittel botanischer Verwandtschaftsforschung. Naturforscher **2**, 64—67, 120 ff.

Strehlow, K. (1929): Über die Sexualität einiger Volvocales. Z. Bot. **21**.

Tischler, G. (1928): Pflanzliche Chromosomenzahlen. Tabulae biologicae **4**, 1—83.

Uspenskij, E. E. u. W. J. Uspenskaja (1925): Reinkultur und ungeschlechtliche Fortpflanzung von Volvox minor und Volvox globator in einer synthetischen Nährlösung. Z. Bot. **17**, 273.

Verschaffelt, F. (1929): Bijdrage tot de kennis der Nederlandsche Zoet- en Brakwaterprotozoen. Botanisch Jaarboek **20/21**, 1—200.

Vischer, W. (1926): Etudes d'Algologie expérimentale. Bull. Soc. Bot. Genève **18**, 210.

Vlk, W. (1938): Über den Bau der Geißel. Arch. Protistenkde **80**, 448.

Wehrle, E. (1927): Studien über die H-Ionenkonzentrationsverhältnisse und Besiedlung von Algenstandorten in der Umgebung von Freiburg i. Br. Z. Bot. **19**.

West, G. S. u. F. E. Fritsch (1927): A Treatise on the British Freshwater Algae. 2. Aufl. 534 S.

Wettstein, F. v. (1921): Zur Bedeutung und Technik der Reinkultur für Systematik und Floristik der Algen. Österr. bot. Z. **70**, 23.

Wille, N. (1903): Algologische Notizen XI. Über die Gattung Chlamydomonas. Nyt Mag. f. Naturvidenskab. **41**, 109—176.

Lebenslauf.

Am 26. Februar 1915 wurde ich, Johannes, Hermann Gerloff, in Berlin-Schöneberg als Sohn des Rektors Hermann Gerloff und dessen Ehefrau Hertha geb. Neumann geboren.

Ich besuchte 3 Jahre die 8. Gemeindeschule und anschließend das Helmholtz-Realgymnasium in Berlin-Schöneberg, wo ich 1933 die Reifeprüfung bestand. Von 1933—1938 studierte ich Naturwissenschaften an der Universität Berlin, mit Ausnahme des Wintersemesters 1934 und des Sommersemesters 1935. Während dieser Zeit diente ich als Freiwilliger in der Wehrmacht. Im Sommersemester 1935 war ich gleichzeitig an der Universität Rostock immatrikuliert.

Meine Lehrer waren die Herren Professoren und Dozenten Botanik: Czaja, Diels, Knapp, Kolkwitz, Markgraf, K. Noack, Pilger, Reimers, Schiemann, O. C. Schmidt, Wettstein. Zoologie: Hartmann, Herter, Hesse, P. Schulze, Voss. Chemie: Boehm, Mannich, Schlenk. Anthropologie: Weinert, Winkler. Paläontologie: Quenstedt. Geographie: Krebs, Niedermayer. Philosophie: Burkamp, Köhler.